

Klinische Evaluierung von zwei nichtinvasiven Methoden zur Blutdruckmessung bei Papageien

von Stefanie Schauer, geb. Zimmermann

Inaugural – Dissertation zur Erlangung der Doktorwürde
der Tierärztlichen Fakultät der Ludwig-Maximilians-Universität München

**Klinische Evaluierung von zwei nichtinvasiven Methoden zur
Blutdruckmessung bei Papageien**

von Stefanie Schauer, geb. Zimmermann

aus Dresden

München 2015

Aus dem Zentrum für klinische Tiermedizin der Tierärztlichen Fakultät
der Ludwig-Maximilians-Universität München

Lehrstuhl für aviäre Medizin und Chirurgie

Arbeit angefertigt unter der Leitung von Prof. Dr. R. Korbel

Gedruckt mit Genehmigung der Tierärztlichen Fakultät
der Ludwig-Maximilians-Universität München

Dekan: Univ.-Prof. Dr. Joachim Braun

Berichterstatter: Univ.-Prof. Dr. Rüdiger T. Korbel

Korreferent: Priv.-Doz. Dr. Gerhard Wess

Tag der Promotion: 31. Januar 2015

Für meine Familie

INHALTSVERZEICHNIS

ABKÜRZUNGSVERZEICHNIS	IX
1. EINLEITUNG	1
2. LITERATURÜBERSICHT	2
2.1. Physiologie des Blutdrucks	2
2.1.1. Definitionen	2
2.1.2. Anatomie und Physiologie des Kreislaufsystems der Vögel	3
2.1.3. Physiologische Blutdruckschwankungen	6
2.2. Regulation des Blutdrucks	6
2.2.1. Rezeptorvermittelte Blutdruckregulation	7
2.2.2. Kontrolle des peripheren Blutflusses	8
2.3. Beeinflussung des Blutdrucks	13
2.3.1. Tageszeitliche Blutdruckschwankungen	13
2.3.2. Mögliche weitere Einflussfaktoren	14
2.4. Methoden der Blutdruckmessung	16
2.4.1. Direkte Blutdruckmessung	16
2.4.2. Indirekte Blutdruckmessung	19
2.5. Probleme bei der Blutdruckmessung	24
2.5.1. Allgemein	24
2.5.2. Intrasubject-Variabilität	25
2.5.3. Intraobserver-Variabilität	28
2.5.4. Leitlinien für die Blutdruckmessung	31
2.6. Blutdruckmessung beim Vogel	32
2.6.1. Indikationen zur Blutdruckmessung	32
2.6.2. Vergleich der verwendeten Messgeräte	39
3. MATERIAL UND METHODEN	41
3.1. Ziel	41
3.2. Material	41
3.2.1. Herkunft und Signalement der Probanden	41
3.2.2. Verwendete Geräte	48

3.3.	Methoden.....	54
3.3.1.	Versuchsaufbau und Lokalisation der Manschetten.....	54
3.3.2.	Beurteilung der Messwerte.....	61
3.3.3.	Statistische Auswertung	68
4.	ERGEBNISSE	71
4.1.	Anwendbarkeit der Messgeräte	71
4.1.1.	Umsetzung des Versuchsplans	71
4.1.2.	Narkosezwischenfälle.....	73
4.1.3.	Qualität der Einzelmessungen	74
4.1.4.	Beurteilung der Handhabung der Geräte.....	95
4.1.5.	Untersuchungszeit	107
4.2.	Variabilität der Blutdruckparameter.....	118
4.2.1.	Messwerte.....	118
4.2.2.	Messfehler und Wiederholbarkeit	122
4.2.3.	Methodenvergleich.....	131
4.2.4.	Beeinflussung des Blutdrucks durch Geschlecht oder Körpergewicht	144
5.	DISKUSSION	148
5.1.	Material und Methodik der Blutdruckmessung.....	148
5.1.1.	Auswahl der Tiere	148
5.1.2.	Auswahl der Messgeräte	148
5.1.3.	Versuchsaufbau	150
5.2.	Beurteilung der Anwendbarkeit	156
5.2.1.	Umsetzung des Versuchsplans	156
5.2.2.	Qualität der Einzelmessungen	157
5.2.3.	Beurteilung der Handhabung	159
5.2.4.	Messdauer.....	160
5.2.5.	Fehlermöglichkeiten und Einfluss des Untersuchers	161
5.3.	Ergebnisse	164
5.3.1.	Variabilität, Messfehler und Wiederholbarkeit.....	164
5.3.2.	Methodenvergleich.....	169
6.	ZUSAMMENFASSUNG	174
7.	SUMMARY.....	176

8.	RESUMEN.....	178
9.	LITERATURVERZEICHNIS	180
10.	ABBILDUNGSVERZEICHNIS	206
11.	TABELLENVERZEICHNIS	210
12.	ANHANG	214
13.	DANKSAGUNG	237

ABKÜRZUNGSVERZEICHNIS

A., Aa.	Arterie, Arterien
Abb.	Abbildung
Ad	Adrenalin
ACE	Angiotensin-Converting-Enzyme
ACh	Acetylcholin
ACVIM	American College of Veterinary Internal Medicine
ADH	Antidiuretisches Hormon
AHA	American Heart Association
AT I	Angiotensin I
AT II	Angiotensin II
AV-	Atrioventrikular-
AVT	Arginin Vasotozin
BD	Blutdruck
cm	Zentimeter
CV	Coefficient of Variation, Variationskoeffizient
D	Doppler-Flussmesser
D1, D ₁	Erster Durchgang
D2, D ₂	Zweiter Durchgang
DAD, DIA	Diastolischer arterieller Blutdruck
E1	Fehler HDO Monitor, Abbruch der Messung durch Anwender
E2	Fehler HDO Monitor, zu viele Artefakte
E3	Fehler HDO Monitor, Signalamplitude zu klein
E4	Fehler HDO Monitor, Ablassrate zu klein
E5	Fehler HDO Monitor, keine Angaben des Herstellers zur Ursache
E6	Fehler HDO Monitor, Manschette zu locker angelegt
E7	Fehler HDO Monitor, keine Angaben des Herstellers zur Ursache
et al.	Et alii
<i>f</i>	Messfehler
Fa.	Firma
Fm	Fehlermeldung
G1, G ₁	Gruppe 1
G2, G ₂	Gruppe 2
GFR	Glomeruläre Filtrationsrate
g	Gramm
H	HDO Monitor
Hd	Hund

HDO	High Definition Oscillometry
HF	Herzfrequenz
HMV	Herzminutenvolumen
ID	Untersuchungsnummer
IE	Internationale Einheit
k. A.	Keine Angaben
KFZ	Kapilläre Füllungszeit
KG	Körpergewicht
Ktz	Katze
LOA	Limits of Agreement, Übereinstimmungsgrenzen
MAD, MAP	Mittlerer arterieller Blutdruck, mean arterial pressure
min	Minute
mmHg	Millimeter-Quecksilbersäule
mm/s	Millimeter pro Sekunde
MW	Mittelwert
n	Anzahl
NA	Noradrenalin
NO	Stickstoffmonoxid
PC	Personal Computer
pCO ₂	Kohlendioxidpartialdruck
pO ₂	Sauerstoffpartialdruck
Puls	Pulsfrequenz
R	Range, Spannweite
R ²	Bestimmtheitsmaß
RAAS	Renin-Angiotensin-Aldosteron-System
r _P	Pearson-Korrelationskoeffizient
s	Sekunde
S/min	Schläge pro Minute
SAD, SYS	Systolischer arterieller Blutdruck
SD	Standardabweichung
SE	Standardfehler
spp.	Species pluralis
SV	Schlagvolumen
TPR	Total peripheral resistance, peripherer Widerstand
V.	Vene
V	Cramér's V
V _f	Fehlervarianz
WCE	White-Coat Effect

WCH	White-Coat Hypertension
\bar{x}	Mittelwert
x_{MED}	Median
\bar{x}_{TU}	Mittlerer Umfang der Tibiotarsi
ZNS	Zentralnervensystem
Σ	Summe

1. EINLEITUNG

Der arterielle Blutdruck ist nicht nur im Zusammenhang mit Herz-Kreislauf-Erkrankungen, sondern u. a. auch im Rahmen des Narkosemonitorings einer der wichtigsten Parameter zur Beurteilung der Herzfunktion und Gewebepерfusion. Seit den Studien von KELLIN (2009), KRAUTWALD-JUNGHANNS *et al.* (2004) und OGLESBEE *et al.* (1998) ist bekannt, dass kardiologische Erkrankungen bei in Gefangenschaft gehaltenen Psittaziden vermehrt auftreten. Obwohl die Blutdruckmessung einen wichtigen Beitrag zur frühzeitigen Diagnose der kardiovaskulären Erkrankungen leisten kann, gestaltet sich die zuverlässige nichtinvasive Messung mittels Doppler-Flussmesser oder oszillometrisch messender Geräte vor allem bei nicht narkotisierten oder sehr kleinen Vögeln (unter 100 g KG) schwierig. Die Ergebnisse neuerer Studien weisen zudem auf unzureichende Genauigkeit und Eignung der bisher verwendeten Messgeräte hin. Die geringe Anzahl veröffentlichter Referenzwerte erschweren die Beurteilung der gewonnenen Messwerte zusätzlich.

Die nichtinvasive Blutdruckmessung bei Vögeln muss schnell zu erlernen, einfach anzuwenden und zügig durchzuführen sein sowie genaue und wiederholbare Messwerte ergeben. Der Vet HDO Monitor Memodiagnostic Pro (Fa. S + B medVET GmbH, Babenhausen, Deutschland) scheint die hierfür notwendigen technischen Voraussetzungen (leistungsstarker Prozessor, Signalverstärkung, automatisierter Messvorgang) zu besitzen. Bisherige Studien bei Säugetieren zeugen von der hohen Genauigkeit und Reproduzierbarkeit der Messwerte im Vergleich zur invasiven Blutdruckmessung sowie der guten Anwendbarkeit des Gerätes.

Ziel der vorliegenden Studie ist die Evaluierung der indirekten Blutdruckmessung bei Papageien mit dem Vet HDO Monitor Memodiagnostic Pro im Vergleich zu einer Referenzmethode. Hierfür wurde ein Doppler-Flussmesser (Fa. Parks Medical Electronics Inc., Aloha, OR, USA) verwendet. Besonderes Augenmerk gilt der Handhabung und Praktikabilität beider Geräte sowie der Reproduzierbarkeit und Übereinstimmung der Messwerte auch an kleineren Vogelpatienten. Die gewonnenen Blutdruckwerte der Papageien werden dokumentiert um künftigen Untersuchungen als Anhaltspunkt dienen zu können.

2. LITERATURÜBERSICHT

2.1. Physiologie des Blutdrucks

2.1.1. Definitionen

Ist von Blutdruck (BD) die Rede, ist meist der Druck im arteriellen Gefäßsystem gemeint. Durch den Blutdruck wird vor allem die Perfusion der Organe und Gewebe sichergestellt und so die Versorgung der Zellen mit Sauerstoff sowie An- und Abtransport von Stoffwechselprodukten gewährleistet (WAGNER *et al.*, 1997). Zudem vermittelt der Kreislauf die Kommunikation zwischen Zellen mittels Hormonen und reguliert über die Hautdurchblutung die Körpertemperatur (EGNER (2007), EHMKE (2009)).

Arterieller Blutdruck

Während der Systole pumpt der linke Ventrikel mit jedem Herzschlag Blut in die Aorta. In Ruhe beträgt der mittlere Blutdruck in der Aorta 100 mmHg (13,3 kPa). Dieser Druck ist notwendig, um den peripheren Widerstand im Hochdrucksystem des Kreislaufs zu überwinden. Das Druckmaximum nach Auswurf des Schlagvolumens wird als systolischer arterieller Blutdruck (SYS) bezeichnet. Durch den ansteigenden Druck werden die Aorta und die großen Arterien zunächst gedehnt und „speichern“ einen Teil des Blutvolumens (Windkesselfunktion). Sind die Aortenklappen geschlossen, kommt es zu einer Umkehr der Blutströmung. Das hat eine Inzisur der Druckkurve zur Folge. Anschließend steigt der Druck in der Aorta erneut leicht an (Dikrotie), da die Druckwelle in der Peripherie reflektiert wird. Nach dem Schluss der Semilunarklappen fließt das im Windkessel gespeicherte Blut ab und der Blutdruck sinkt auf ein Minimum, den diastolischen arteriellen Blutdruck (DIA). Die Differenz zwischen SYS und DIA wird als Druckamplitude des Druckpulses bezeichnet (JONES (1972), VON ENGELHARDT (2005)).

Das Schlagvolumen und der periphere Widerstand (*total peripheral resistance*, TPR) bestimmen den Druck in der Aorta. Der TPR beschreibt den gesamten Widerstand aller peripheren Gefäße gegenüber der Herzleistung. Er ist keine konstante Größe, sondern fluktuiert in den verschiedenen Gefäßbetten (JONES, 1972). Steigt der TPR, so steigen SYS und DIA gleichermaßen. Zusätzlich

beeinflusst die Dehnbarkeit der arteriellen Gefäße (Compliance) die Amplitude des Druckpulses (EHMKE, 2009). Der systolische Blutdruck wird vor allem vom Schlagvolumen, dem Herzminutenvolumen (HMV) und der Elastizität der Arterien bestimmt. Der DIA hängt hingegen vom Druck am Ende der Systole, der Dauer der Diastole, dem peripheren Widerstand und dem Blutvolumen ab (KITTLESON *et al.*, 1983).

Der mittlere arterielle Druck (*mean arterial pressure*, MAP) beschreibt den Mittelwert des Blutdrucks über die Zeit. Er gilt als Maß für die Gewebedurchblutung und wird von Herzminutenvolumen und peripherem Widerstand beeinflusst ($MAP = HMV \times TPR$) (DUKE *et al.*, 2007). Aufgrund der Form der Druckkurve kann man nicht aus dem arithmetischen Mittel von SYS und DIA auf den MAP schließen, sondern bestimmt ihn durch das Flächenintegral unter der Pulskurve (WERNER, 1972b). Der arterielle Mitteldruck in den peripheren Arterien kann zudem entweder mithilfe oszillometrischer Messmethoden direkt gemessen oder mit folgender Formel näherungsweise berechnet werden (KITTLESON *et al.*, 1983):

$$MAP = DIA + \frac{(SYS - DIA)}{3}$$

2.1.2. Anatomie und Physiologie des Kreislaufsystems der Vögel

Das Herz der Vögel liegt kranial in der thorakoabdominalen Leibeshöhle, die Herzspitze ist ventral von den kranialen Anteilen des rechten und linken Leberlappens umgeben (LUMEIJ, 1994). Über das Perikard ist es mit dorsalem Sternum, Luftsäcken und Leber verbunden (SMITH *et al.* (2000), WAIBL (1992)). In Aufbau und Struktur gleicht es dem Herz der Säugetiere, weist aber dennoch einige charakteristische Unterschiede auf.

Auch bei Vögeln unterteilt das Septum das Herz in jeweils zwei Vorhöfe und Kammern. Der rechte Ventrikel ist, bedingt durch den niedrigeren Gefäßwiderstand im Lungenkreislauf, dünnwandiger als der linke und umgibt diesen sichelförmig. Seine Länge beträgt in etwa zwei Drittel der Länge der linken Kammer (WAIBL, 1992), bei Wellensittichen (*M. undulatus*) und Australischen Königssittichen (*A. s. scapularis*) sind es 70 – 80 % (KRAUTWALD-JUNGHANNS *et al.*, 2004). Der linke Ventrikel ist kegelförmig und bildet die Spitze des Herzens. Seine Wand ist zwei- bis dreimal so dick wie die des rechten

Ventrikels (SMITH *et al.*, 2000). KRAUTWALD-JUNGHANNS *et al.* (2004) zeigen bei ihren Untersuchungen zudem, dass die Wandstärke der freien Wand und des Septums zunächst bis zur Mitte zu- und zum Apex hin wieder abnimmt.

Beide Vorhöfe besitzen nur eine dünne Wand, das rechte Atrium ist größer als das linke. Fließt Blut vom linken Vorhof in die linke Kammer passiert es die trikuspidale Atrioventrikularklappe (PEES *et al.*, 2009), deren drei Segel im Vergleich zu Säugetierklappen nur „undeutlich abgegrenzt“ sind (WAIBL, 1992). Die rechte Atrioventrikularklappe ist vogelspezifisch und besteht aus muskulären Anteilen des Atrium- und Ventrikelmyokards. Sie ragt als „dreieckige Muskelplatte“ (WAIBL, 1992) in den Ventrikel hinein und besitzt keine Chordae tendineae (LUMEIJ, 1994). Das Blut gelangt von der linken Kammer durch die dreizipflige Aortenklappe in die Hauptschlagader. Die Pulmonalklappe der Vögel besteht ebenfalls aus drei Semilunarklappen (WAIBL, 1992).

Aufgrund ihrer embryonalen Entwicklung aus dem rechten vierten Aortenbogen, zieht die *Aorta* der Vögel nach ihrem Ursprung aus dem Herz nach rechts statt links in die Leibeshöhle (SMITH *et al.*, 2000).

Der Durchmesser der aviären Herzmuskelfasern beträgt nur ein Zehntel bis ein Fünftel der Fasern des Säugetiermyokards. Die höhere Myozytendichte erlaubt eine schnellere Depolarisation des aviären Myokards und beschleunigt Nährstoff- und Sauerstofftransport. Den Herzmuskelzellen der Vögel fehlen T-Tubuli und M-Scheiben (SMITH *et al.*, 2000).

Trotz ähnlichen anatomischen Aufbaus im Vergleich zum Säugetier, ist das Vogelherz an die einzigartigen Lebensbedingungen der Vögel angepasst. Um eine ausreichende Sauerstoff- und Nährstoffversorgung des Gewebes bei extremen körperlichen Belastungen, wie z. B. Flug, Tauchen oder Migration zu gewährleisten, besitzen Vögel größere Herzen, ein größeres Schlagvolumen und einen größeren Herzauswurf als Säugetiere vergleichbarer Körpermasse (GRUBB (1983), LUMEIJ (1994)). Sie können ihre Herzfrequenz enorm steigern (PEES *et al.*, 2009), wobei MACHIDA *et al.* (2001) zeigen, dass die Steigerung der Herzfrequenz unter anderem von Herzgewicht und Ruheherzfrequenz abhängt. Vögel mit niedrigen Herzfrequenzen in Ruhe können diese mehr erhöhen als Vögel mit höherer Ruheherzfrequenz. Je größer das Herzgewicht, desto niedriger ist die Herzfrequenz in Ruhe (GRUBB (1983), MACHIDA *et al.* (2001)).

Allerdings verhält sich die Herzmasse nicht proportional zur Körpermasse des Vogels und so haben schwerere Tiere ein vergleichsweise kleineres Herz als leichtere (LUMEIJ, 1994). Auch die Spezieszugehörigkeit, der Lebensraum und die Lebensweise der Vögel beeinflussen die Größe des Herzens (PEES *et al.*, 2009). Abhängig von den Lebensumständen kann die Herzmasse sogar innerhalb der Art schwanken. DUNSON (1965) hat beobachtet, dass Herz und Lungen von Wanderdrosseln (*Turdus migratorius*) aus Berglagen ein höheres Gewicht aufweisen als die Organe der im Flachland lebenden Artgenossen.

Aufgrund des größeren Herzminutenvolumens benötigen Vögel einen höheren arteriellen Blutdruck um höhere Blutflussraten zu erzeugen. (LUMEIJ, 1994). Die Gefäße des arteriellen Systems sind weniger elastisch als die der Säugetiere und damit „härter“ (BÜSSOW, 1973). Die daraus resultierende hohe Pulswellengeschwindigkeit (JONES, 1972) steigt mit zunehmender Entfernung vom Herzen. Den größten Geschwindigkeitsanstieg verzeichnen LANGILLE *et al.* (1975) bei ihren Untersuchungen an Stockenten (*Anas platyrhynchos*) in der thorakalen Aorta.

Der mittlere arterielle Blutdruck ist bei vielen Vogelarten höher als bei Säugetieren vergleichbarer Körpergröße (SMITH, 1994) und scheint von Alter, Geschlecht, Umgebung und Nahrung beeinflusst zu sein (KAMIMURA *et al.* (1995), RUIZ-FERIA *et al.* (2009)). Der systolische Blutdruck beträgt je nach Vogelspezies 108 bis 220 mmHg (LUMEIJ, 1994). LICHTENBERGER *et al.* (2007a) berichten von Werten zwischen 90 und 180 mmHg für die Familie der *Eigentlichen Papageien*. Tabelle 12-1, S. 216 ff. fasst bereits veröffentlichte Blutdruckwerte für Psittaziden zusammen. Hühner (*Gallus gallus*) weisen, abhängig vom Alter und Geschlecht, einen ähnlich hohen systolischen Blutdruck auf. Er liegt zwischen 132 mmHg und 181 mmHg (KAMIMURA *et al.* (1995), LENEL *et al.* (1948), RODBARD *et al.* (1947), RUIZ-FERIA *et al.* (2004a), RUIZ-FERIA *et al.* (2004b), STAMLER *et al.* (1951)). Die Messergebnisse der von GRUBB (1982) untersuchten Haustauben (*Columba livia*; SYS = 129,5 mmHg; DIA = 79,8 mmHg; MAP = 106,1±15,8 mmHg) und Peking-Enten (*Anas platyrhynchos*; SYS = 155,6 mmHg; DIA = 113 mmHg, MAP = 134,4±12,3 mmHg) umfassen ähnliche Blutdruckbereiche. Deutlich höhere Messergebnisse erhalten KRISTA *et al.* (1967) und PAGNAN *et al.* (1978) bei in Gefangenschaft gehaltenen Truthühnern (*Meleagris gallopavo*) (210 - 248 mmHg). Vermutlich

waren Haltung und Umwelteinflüsse von entscheidender Bedeutung für diese vergleichsweise hohen Werte, da bei Truthühnern in Freigehegen niedrigere Blutdrucke (100 - 110 mmHg) dokumentiert werden (PAGNAN *et al.*, 1978).

2.1.3. Physiologische Blutdruckschwankungen

Wie bereits in Kapitel 2.1.1 beschrieben, kommt es während der Herztätigkeit zu Veränderungen von Amplitude und Maximum des Druckpulses. Zurückzuführen ist dies u. a. auf die abnehmende Elastizität der arteriellen Gefäße sowie Reflexionen der Druckwellen an Gefäßaufzweigungen in der Peripherie. Diese Druckschwankungen werden als Wellen 1. Ordnung bezeichnet (VON ENGELHARDT, 2005).

Die Wellen 2. Ordnung entstehen durch Druckveränderungen im Thorax während der Atmung (THEWS *et al.*, 2005). Bei der Inspiration fällt der intrathorakale Druck, der venöse Rückfluss des Blutes zum Herz wird erleichtert und das enddiastolische Volumen im rechten Vorhof und Ventrikel erhöht. Über den Frank-Starling-Mechanismus wird mehr Blutvolumen in die *A. pulmonalis* ausgeworfen und der Druck steigt. Im großen Kreislauf kehren sich diese Druckverhältnisse um. Da während der Inspiration das Blut in den Pulmonalgefäßen gehalten wird, sinken die enddiastolische Füllung des linken Herzens und der arterielle Blutdruck (VON ENGELHARDT, 2005).

Die Veränderungen des Gefäßtonus erfolgen im Bereich der kurzzeitigen Blutdruckregulation. Dabei werden Parasympathikus- und Sympathikusaktivitäten kontinuierlich im Bereich der Sollwerte angepasst. Diese Wellen 3. Ordnung treten ca. alle 20 - 40 Sekunden auf (THEWS *et al.*, 2005).

2.2. Regulation des Blutdrucks

Die Regulation des Blutdrucks dient dazu, den arteriellen Druck in einem engen Rahmen konstant zu halten, um eine der Leistung des Tieres entsprechende Gewebepерfusion zu gewährleisten (SMITH *et al.*, 2000). Verschiedene Mechanismen sind in Regelkreisen miteinander verbunden und beeinflussen das Herzminutenvolumen sowie den peripheren Widerstand. Man unterscheidet je nach Dauer ihrer Wirkung kurz- und langfristige Mechanismen. Zu ersteren zählen die hämodynamischen Reflexe. Dabei registrieren die Pressorezeptoren die Dehnung der Gefäßwände, während die Chemorezeptoren durch Änderungen von

CO₂- oder O₂- Partialdruck, sowie H⁺- Konzentrationen stimuliert werden (SMITH *et al.*, 2000). Beide Mechanismen reagieren sehr schnell, verlieren ihre Wirkung jedoch innerhalb einiger Tage (THEWS *et al.*, 2005). Auch autoregulatorische Mechanismen im Gefäßbett, u. a. aktiviert durch Metaboliten, vermitteln Änderungen des Gefäßtonus innerhalb von Sekunden bis Minuten. Dagegen erreichen die Enzyme und Hormone des Renin-Angiotensin-Aldosteron-Systems (RAAS) der Niere ihre volle Wirksamkeit erst nach einigen Tagen (VON ENGELHARDT, 2005). Auslöser können beispielsweise Veränderungen humoraler Faktoren (pO₂, pCO₂, Blut-pH, Stoffwechselprodukte, etc.) sein, welche direkt über kardiovaskuläre Rezeptoren auf die Zirkulation wirken. Bei Zugvögeln spielen diese Mechanismen z. B. bei der Anpassung an niedrigeren Luftsauerstoffgehalt in großen Höhen während der Migration eine wichtige Rolle (SMITH *et al.*, 2000). Die langfristige Regulation des Blutdruckniveaus erfolgt hauptsächlich durch Anpassung des Blutvolumens. Eine zentrale Bedeutung kommt dabei der Niere zu. Sie reguliert durch Abgabe vasoaktiver Substanzen den Gefäßtonus und durch Beeinflussung der Wasserausscheidung das Blutvolumen (VON ENGELHARDT, 2005).

Verschiede Gewebshormone (Bradykinin, Prostaglandine, Histamin) sind außerdem für die Durchblutung lokaler Gewebe nach Reizeinwirkung (mechanische Reize, Temperatur, entzündliche oder allergische Reaktionen) von Bedeutung (VON ENGELHARDT, 2005).

2.2.1. Rezeptorvermittelte Blutdruckregulation

Die Chemorezeptoren der Vögel registrieren Veränderungen im Sauerstoff- und Kohlendioxidgehalt sowie pH – Wert von arteriellem Blut und Liquor cerebrospinalis. Im arteriellen Gefäßsystem befinden sich die Rezeptoren kaudal der Schilddrüse in sogenannten „carotid bodies“ (SMITH *et al.*, 2000). Sie liegen in engem Kontakt zum Ultimobranchialkörper, dem Ganglion distale des *N. vagus* und der *A. carotis*. Zudem existieren in der *Tunica adventitia* der Aorta im Bereich der Aortenwurzel und des Ursprungs der Pulmonalarterie besondere Zellen, die Katecholamine enthalten. Sie werden vom *N. vagus* innerviert und liegen einzeln oder gruppiert vor (SMITH *et al.*, 2000). BENNETT (1971) kommt bei seinen Untersuchungen zu dem Schluss, dass diese, als „aortic bodies“ bezeichneten Zellen, chemorezeptiv wirken können. Die CO₂- sensitiven Rezeptoren im zentralen Nervensystem (ZNS) werden im Bereich der

ventrolateralen Medulla vermutet. Eine Veränderung der Partialdrücke oder des Blut-pH wird über den IX. und X. Gehirnnerv an das Kreislauf- und Atemzentrum in Medulla oblongata und Pons vermittelt. Die enge Koppelung der beiden Zentren erschwert die genaue Untersuchung der Rolle der Chemorezeptoren in Bezug auf kardiale Funktionen, da eine Reizung der Rezeptoren sowohl kardiale, als auch respiratorische Antworten auslöst (SINOWATZ *et al.* (1992), SMITH *et al.* (2000)).

Pressorezeptoren kommen in der *Aorta ascendens* vor. Ihre Signale werden über Äste des *N. vagus* („aortic nerve“) vom Aortenbogen über das Ganglion distale zum Gehirnstamm übertragen (JONES, 1973). Die Regulation des Blutdrucks mittels Barorezeptoren erfolgt über einen negativen Feedback Mechanismus (SMITH, 1994). Dabei registrieren die Mechanorezeptoren Veränderungen des transmuralen Drucks des Gefäßes. Steigt dieser durch zunehmenden Blutdruck, werden die Nervenenden der Rezeptoren gedehnt, woraufhin die Frequenz ihrer Impulse an das ZNS steigt (SMITH *et al.*, 2000). Dort nimmt die Parasympathikusaktivität zu, während der Tonus des Sympathikus gedämpft wird. Daraufhin sinkt der Gefäßtonus und die Herzleistung nimmt ab. Bei einem Blutdruckabfall kehrt sich dieser Mechanismus um. Die Dämpfung des Sympathikus wird aufgehoben, der periphere Widerstand steigt und die Herzleistung wird erhöht (VON ENGELHARDT, 2005).

Vögel besitzen, ebenso wie Säugetiere, atriale und ventrikuläre kardiale Rezeptoren. Allerdings kommen die aviären Rezeptoren in geringerer Dichte vor und sind nicht so hoch entwickelt. Bisher gibt es nur wenige Studien zur Funktionsweise der Rezeptoren. Es wird vermutet, dass sie zur Regulation von Blutdruck und Atmung beitragen. Die Rezeptoren werden wahrscheinlich durch Änderungen des CO₂-Partialdrucks und des Blut-pH stimuliert (SMITH *et al.*, 2000).

2.2.2. Kontrolle des peripheren Blutflusses

Die Durchblutung der peripheren Gefäße wird durch Veränderung des Muskeltonus der glatten Muskulatur der Arteriolen gesteuert. Vermittelt werden diese Änderungen durch myogene Autoregulation, Einflüsse des vegetativen Nervensystems, Stoffwechselmetaboliten sowie humorale und epitheliale Faktoren (THEWS *et al.* (2005), VON ENGELHARDT (2005)).

2.2.2.1. Autoregulation

Diese Form der Durchblutungsregulierung dient dazu, die Perfusion auch bei schwankendem arteriellem Blutdruck aufrecht zu erhalten. Zumeist erfolgt die Durchblutung der Organe bedarfsorientiert, jedoch können verschiedene Organe durch myogene „Erregung der glatten Muskulatur“ (VON ENGELHARDT, 2005) den Blutfluss konstant halten. Besonders wichtig ist diese Form der Steuerung im Gewebe von Nieren, Herz und Gehirn. In der Skelettmuskulatur, der Leber und dem Magendarmtrakt ist sie weniger ausgeprägt (VON ENGELHARDT, 2005). Eine Erhöhung des arteriellen Blutdrucks führt zur Dehnung der glatten Muskulatur und hat eine Tonuserhöhung derselben zur Folge. Dadurch weiten sich die Gefäße zunächst und der Blutfluss nimmt zu, anschließend verringert sich der Gefäßdurchmesser durch die gesteigerte Kontraktion der Muskulatur und der Widerstand steigt wieder. Bei einem Druckabfall kehrt sich dieser Mechanismus um. Zusätzlich zur Autoregulation sind vasoaktive Substanzen und neuronale Einflüsse an den Vorgängen beteiligt, um eine adäquate Gewebepерfusion zu gewährleisten (SMITH *et al.*, 2000).

2.2.2.2. Neuronale Kontrolle

Selbst im Ruhezustand stehen Blutgefäße unter Spannung. Dieser Ruhetonus entsteht dabei zum einen durch Spontanentladungen von Schrittmacherzellen der Gefäßmuskulatur, zum anderen durch Impulse des Sympathikus (THEWS *et al.*, 2005).

Im aviären Kreislauf erreichen die Nervenfasern des autonomen Nervensystems alle Gefäße außer den Kapillaren. Postganglionäre Fasern befinden sich in Arterien in der *Tunica adventitia*, während sie im venösen Schenkel des Kreislaufs sowohl in der *Tunica media* als auch der *Tunica adventitia* vorkommen. Bezüglich der Innervation der Arterien nehmen die *Aorta* und die herznah abzweigenden großen Arterien der Vögel eine Sonderstellung ein. Sie alle sind elastische Gefäße mit vergleichsweise wenig Anteil an glatter Muskulatur und somit geringerer Innervation (SMITH *et al.*, 2000). Bei manchen Spezies sind Chemorezeptoren in den herznahen Anteilen großer Gefäße beschrieben (BENNETT, 1971). Nach Abzweigung der großen Arterien geht die Wandstruktur der *Aorta* vom elastischen zum muskulären Typ über. Die Ausbreitung des jeweiligen Gefäßtyps unterscheidet sich von Art zu Art. BÜSSOW (1973) beschreibt, dass beim Schwan (*Cygnus olor*) der elastische Typ die proximalen

Aa. carotis communis und *Aa. pectorales* erreicht, die *Aorta descendens* jedoch schon vor Abzweigung der *A. coeliaca* die Wandstruktur eines Übergangsgefäßes aufweist. Damit verbunden ist eine Zunahme der Innervation der Gefäßwände. Infolge der variierenden Dichte der Nervenfasern innerhalb des Gefäßsystems eines Vogels ergeben sich verschiedene Möglichkeiten der Durchblutungsregulation einzelner Gefäßabschnitte (SMITH *et al.*, 2000). Wie FOLKOW *et al.* (1966) herausgefunden haben, kann bei tauchenden Vögeln durch dichtere Innervation der Arterien der Hintergliedmaßen die periphere Vasokonstriktion aufrechterhalten werden, um Herz und Gehirn ausreichend Sauerstoff zuzuführen.

Auch die großen Venen der Vögel sind im Gegensatz zu denen der Säugetiere stärker innerviert. Die Änderung des Gefäßlumens wird v. a. durch α -Rezeptoren vermittelt, deren Aktivierung eine Vasokonstriktion zur Folge hat. Eine Besonderheit des Vogelkreislaufs stellt die *Valva portalis renalis* dar. Sie ist paarig angelegt und steuert den renalen Blutfluss. Ist sie offen, gelangt das venöse Blut direkt in die *V. cava*, während es bei geschlossener Klappe durch die Nierenäste des Pfortadersystems fließt (WAIBL, 1992). Die Klappen sind adrenerg und cholinerg innerviert (RAIDAL *et al.*, 2006), wobei adrenerge Stimulation über β - Rezeptoren zur Relaxation führt, während cholinerge Reize über muscarine Rezeptoren den Schluss der Venenklappe zur Folge haben (LIERZ, 2003).

2.2.2.3. Humorale Kontrolle

Diese Stoffgruppe beinhaltet verschiedene vasoaktive Substanzen. Man unterscheidet chemische Faktoren, lokal wirksame und zirkulierende Stoffe.

Die Substanzen der ersten Gruppe (pO_2 , pCO_2 , Laktat- und H^+ - Konzentrationen, Adenosin, anorganisches Phosphat, erhöhte Kaliumkonzentrationen und pH) entstehen bei erhöhter Stoffwechselrate eines Gewebes, z. B. durch Muskelarbeit. Sie erwirken direkt an den Myozyten der Widerstandsgefäße und präkapillären Sphinktern eine Vasodilatation. Diese erhöhte Perfusion wird als „funktionelle Hyperämie“ bezeichnet (SMITH *et al.*, 2000). Der Zufluss von Sauerstoff wird gesteigert und Stoffwechselprodukte können schneller entfernt werden. Kommt es aufgrund eines Gefäßverschlusses zur Ischämie eines Gewebeabschnittes, steigt die Durchblutung nach Öffnung der Gefäße um ein Vielfaches an. Dieser, als

„reaktive Hyperämie“ (THEWS *et al.*, 2005) bezeichnete Vorgang, dient dem Abtransport angereicherter Metaboliten und soll die Versorgung mit Sauerstoff wieder herstellen (SMITH *et al.*, 2000).

Zur Stoffgruppe der lokal wirksamen Faktoren gehören Stickstoffmonoxid (NO) und Endothelin (ET). Stickstoffmonoxid besitzt vasodilatatorische Wirkung und wird nach Stimulation durch Acetylcholin (ACh) von Endothelzellen freigesetzt. Angiotensin II (AT II) stimuliert die Freisetzung von NO ebenfalls (SMITH *et al.*, 2000). Bei Säugetieren ist bekannt, dass auch mechanische Reize wie die Schubspannung eine Ausschüttung von NO hervorrufen können. Sie wird durch das strömende Blut auf das Gefäßendothel ausgeübt und steigt überproportional mit der Strömungsgeschwindigkeit (THEWS *et al.*, 2005). Aufgrund des höheren Blutflusses im Kreislauf der Vögel wird dieser Mechanismus bei Vögeln ebenfalls vermutet (SMITH *et al.*, 2000). Die vasokonstriktorische Wirkung des Peptidhormons Endothelin wird seit seiner Entdeckung durch YANAGISAWA *et al.* (1988) intensiv untersucht (KAOUKIS *et al.*, 2013). ET kommt bei Säugetieren und Vögeln vor und wird in Endothelzellen gebildet (FROMM *et al.* (2005), WIDEMAN *et al.* (2013)). Nach Stimulation durch AT II und Thrombin (DURU *et al.*, 2001) vermittelt die Bindung an die Rezeptoren (ET_A und ET_B) je nach Rezeptortyp vasokonstriktorische (ET_A und ET_B, an glatten Muskelzellen), proliferative (ET_A, an Fibroblasten und glatten Muskelzellen) und, in geringem Umfang, vasodilatatorische Wirkung (ET_B, an Endothelzellen) (GROENENDIJK *et al.*, 2007). Aktivitätssteigerungen des Peptids im Verlauf von kardiovaskulären Erkrankungen lassen auf eine Beteiligung an deren Entstehung schließen (DURU *et al.* (2001), GOMEZ *et al.* (2007), HASSANPOUR *et al.* (2011)). Eine besondere Rolle kommt ET bei der Pathogenese der pulmonalen arteriellen Hypertension (PAH) des Geflügels zu. YANG *et al.* (2005) zeigen, dass eine Blockade des ET-Rezeptors die Vasokonstriktion verhindert und so der Anstieg des pulmonal-arteriellen Drucks (PAP) sowie des rechts-ventrikulären Drucks (RVP) ausbleibt. Sie folgern, dass ET an der Entstehung des PAH – Syndroms bei Broilern beteiligt ist.

Zu den zirkulierenden Stoffen gehören Katecholamine (Noradrenalin (NA) und Adrenalin (Ad)) und Peptide (Angiotensin II, aviäres antidiuretisches Hormon (ADH)). Noradrenalin und Adrenalin besitzen beide vasomotorische Eigenschaften. Ihre Wirkung auf den Gefäßtonus vermitteln sie über α - und β -

Rezeptoren. NA kann, je nach vorhandenem Rezeptortyp, eine Vasokonstriktion (α -Rezeptor) oder Vasodilatation (β - Rezeptoren) hervorrufen. Der Effekt von NA hängt also vom Verhältnis der vorhandenen Rezeptortypen ab. Adrenalin besitzt eine höhere Affinität zu α -Rezeptoren, vermittelt demnach eine stärkere Vasokonstriktion als NA (SMITH *et al.*, 2000) und erhöht so insgesamt den peripheren Widerstand. Darüber hinaus wirkt Adrenalin positiv chronotrop als auch inotrop und erzeugt einen Anstieg des HMV (WIDEMAN, 1999).

Das Renin-Angiotensin-Aldosteron-System spielt bei Vögeln ebenfalls eine bedeutende Rolle bei der Regulation des Blutvolumens. Angiotensin II ähnelt dabei in Struktur und Entstehung dem säugerspezifischen Äquivalent. Es ist ein potenter Vasokonstriktor dessen Synthese durch verschiedene Reize stimuliert wird. Dazu gehören: Blutdruckabfall, Hypovolämie, verringerte Plasma- oder Tubulus-Natrium-Konzentrationen und Aktivierung der β - Rezeptoren des juxtaglomerulären Apparates (SMITH *et al.*, 2000). Renin wird aus dessen Zellen freigesetzt und bildet aus Angiotensinogen das Peptid Angiotensin I (ATI). AT I wird durch Angiotensin-Converting-Enzyme (ACE) in Angiotensin II umgewandelt (RAIDAL *et al.*, 2006). Im ZNS beeinflusst AT II über Bindung an hypothalamische Rezeptoren das Tränkeverhalten (\uparrow Wasseraufnahme) (EVERED *et al.*, 1981), während seine Wirkung in der Peripherie speziesspezifisch verschieden ist (SMITH *et al.*, 2000). Bei Enten und Tauben hebt AT II durch Vasokonstriktion den Blutdruck an (EVERED *et al.*, 1981, WILSON *et al.*, 1986). Allerdings ist diese Wirkung wohl auf vermehrte Freisetzung von Adrenalin und Noradrenalin zurückzuführen (WILSON *et al.*, 1986). Auch bei Geflügel stellen MOORE *et al.* (1981) keine direkte Wirkung von AT II auf die glatte Muskulatur der Gefäße fest.

Weiterhin spielt das neurohypophysäre Hormon Arginin Vasotozin (AVT) eine wichtige Rolle bei der Osmo- und Blutdruckregulation der Vögel. Es entspricht dem antidiuretischen Hormon der Säugetiere, Arginin Vasopressin, und wird bei erhöhter Osmolalität des Plasmas und Hypovolämie aus dem Hypophysenhinterlappen sezerniert (BAEYENS *et al.*, 2006). In der Niere wirkt es an den afferenten Arteriolen vasokonstriktorisch und steigert in den Sammelrohren zudem die Wasserpermeabilität durch einen AVT-abhängigen Wasserkanal, Aquaporin 2 (YANG *et al.*, 2004). Allerdings ist die Rolle des AVT bei der Regulation des Blutdrucks im übrigen Kreislauf nicht unumstritten. So

können SIMON-OPPERMANN *et al.* (1988) nach Injektion von AVT keine den Blutkreislauf betreffenden Auswirkungen feststellen, wohingegen WILSON *et al.* (1986) in ihren Untersuchungen bei Hühnern (*Gallus gallus*) und Enten (*Anas platyrhynchos*) nach der Injektion von AVT einen Abfall des Blutdrucks mit Tachykardie beobachten. In einer weiteren Arbeit mit Geflügel stellen ROBINZON *et al.* (1993) dar, dass die Wirkung von AVT von der applizierten Dosis und verwendeten Methode (Bolusinjektion oder einstündige Infusion) abhängt. Wenn auch die direkte Wirkung von AVT an den Gefäßen sicher scheint, so sind dennoch weitere Studien für ein genaueres Verständnis der Vorgänge notwendig (SMITH *et al.*, 2000).

2.3. Beeinflussung des Blutdrucks

2.3.1. Tageszeitliche Blutdruckschwankungen

PETTERSEN *et al.* (1988) haben Blutdruck bei Beagles zu unterschiedlichen Zeiten gemessen und bei ihren Auswertungen keine signifikanten Unterschiede von DIA, MAP und HF festgestellt. Der SYS ist morgens (8.30 – 9.30 Uhr) am höchsten und nachmittags (14.00 – 16.00 Uhr) am niedrigsten. MISHINA *et al.* (1999) verzeichnen bei ihren Studien an Mischlingshunden einen zweimaligen Blutdruckanstieg während des Tages, jeweils um 8.00 und 19.00 Uhr. Zudem können die Autoren während aktiver Phasen signifikant höhere Blutdrucke messen als während Schlaf- oder Ruhephasen. Im Gegensatz dazu zeigen die Hunde in der Studie von PICCIONE *et al.* (2005) nur einen Blutdruckanstieg, und zwar zu Beginn der Lichtphase. Der Höchstwert ist kurz danach erreicht. Die Fütterung beeinflusst die Rhythmik nicht.

Bei der Katze scheinen keine tageszeitlichen Blutdruckschwankungen aufzutreten (BROWN *et al.*, 1997).

Diurnale Blutdruckschwankungen stellen KRISTA *et al.* (1981) bei ihren Untersuchungen an Truthühnern (*Meleagris gallopavo*) fest. Der mittlere arterielle Druck liegt nachts 4,5 mmHg niedriger als tagsüber. Die Herzfrequenzen sind nicht von der Tageszeit abhängig.

SAVORY *et al.* (2006) erfassen in ihren Untersuchungen bei Hühnern (*Gallus gallus*) tageszeitliche Schwankungen von Herzfrequenz (HF), Körpertemperatur und BD, wobei die HF am Tag höhere Werte zeigt, während der Blutdruck nachts

tendenziell höher ist. Diese Differenzen können im zweiten Jahr der Studie nicht kontinuierlich nachgewiesen werden. Bestimmende Faktoren sind nach Meinung der Autoren v. a. Wachzustand und Schwankungen von Nahrungsaufnahme und Kraftaufwand. Der mentale Erregungszustand spielt nur eine untergeordnete Rolle. Bei im Freiland gehaltenen Hühnern (*Gallus gallus*) können zudem jahreszeitliche Blutdruckschwankungen auftreten (WEISS *et al.*, 1961).

In der Studie von LUCITTI *et al.* (2006) sind HF und MAP der untersuchten Tauben (*Columba livia*) nicht von der Tageszeit abhängig. Jedoch variieren beide Parameter signifikant zwischen den Individuen. Demgegenüber beobachtet RÜTHER (1998) eine deutliche Erhöhung der HF der Tauben in der Lichtphase. Die Messwerte streuen zudem stärker als in der Dunkelphase. In der zugänglichen Literatur sind bisher keine Studien zu diesem Thema bei Psittaziden durchgeführt und veröffentlicht worden.

2.3.2. Mögliche weitere Einflussfaktoren

PETTERSEN *et al.* (1988) zeigen in ihrer Studie geschlechtsspezifische Unterschiede im Blutdruckverhalten von Hunden. SYS, DIA, und MAP sind bei männlichen Beagles gegenüber weiblichen Tieren geringfügig erhöht, während die Hündinnen eine etwas höhere HF aufweisen. BRIGHT *et al.* (2002) ermitteln ebenfalls Differenzen, wobei nur der SYS männlicher Wolfshunde über dem der Hündinnen liegt. DIA und MAP bleiben unbeeinflusst. Zudem beobachten sie einen altersabhängigen Blutdruckanstieg und können rassespezifische Blutdruckdifferenzen sowie einen Zusammenhang zwischen Körpergewicht und Blutdruck belegen. BODEY *et al.* (1996a) kommen zu ähnlichen Ergebnissen. In ihrer Studie bestehen signifikante Beziehungen zwischen den Blutdruckparametern (SYS, MAP, DIA) und Alter, Rasse, Geschlecht und Wesen. FEISCHE (2002) stellt fest, dass der SYS junger Hunde (< sechs Monate) gegenüber älteren Tieren (> zwei Jahre) signifikant niedriger ist. Der DIA steigt ebenso mit dem Alter der Tiere. REMILLARD *et al.* (1991) hingegen weisen keine signifikante Abhängigkeit zwischen dem Alter der Hunde und SYS, DIA oder HF nach.

In ihrer epidemiologischen Studie zum Blutdruck bei Hauskatzen erhalten BODEY *et al.* (1998) signifikant höhere Werte für SYS, MAP, DIA und Pulsdruck bei alten Katzen (> elf Jahre). Kater weisen einen signifikant höheren

BD gegenüber unkastrierten Katzen auf, der BD kastrierter Tiere ist höher als der BD nicht kastrierter. Es bestehen keine signifikanten Beziehungen zwischen BD-Parametern und Körpergewicht, Rasse oder Temperament. Eine weitere Studie von SANSOM *et al.* (2004) bestätigt die Altersabhängigkeit des BD bei gesunden Katzen, stellt aber keine signifikante Verbindung zwischen Geschlecht und BD her. SPARKES *et al.* (1999) können weder einen Einfluss des Geschlechts, des Alters, noch des Körpergewichts beobachten.

WIDEMAN (1999) untersucht die Hämodynamik bei vier-, fünf- und sechs-Wochen alten Broilern und stellt fest, dass die Herzleistung aufgrund steigenden Schlagvolumens mit der Körpermasse und dem Alter zunimmt. Der mittlere arterielle Blutdruck ändert sich während des Wachstums nicht, da gleichzeitig der periphere Widerstand abnimmt. Die HF ist mit zunehmendem Alter ebenfalls herabgesetzt. Demgegenüber stehen die Ergebnisse von RUIZ-FERIA *et al.* (2004a), die einen altersabhängigen Blutdruckanstieg bei Geflügel nachweisen. Dieser ist jedoch bei weiblichen Tieren nicht so deutlich ausgeprägt wie bei männlichen (RUIZ-FERIA *et al.*, 2004a) und beginnt erst ab einem Lebensalter von vier bis acht Wochen (WEISS *et al.*, 1957). Die Pulswellengeschwindigkeit der Hähne liegt in jeder Altersgruppe höher als bei Hühnern desselben Alters (RUIZ-FERIA *et al.*, 2009). Zuvor hatten schon NISHIMURA *et al.* (1981) darauf hingewiesen, dass der BD adulter männlicher Tiere höher ist als der weiblicher Hühner.

Der BD der Taubenrasse *Weißer Carneau* ist bei siebzehn Monate alten Tieren gegenüber dem BD von neun Monate alten signifikant erhöht (168,8 mmHg, bzw. 155,0 mmHg). Die zweite Rasse der Studie (*Show racer*) zeigt keinen Blutdruckanstieg mit zunehmendem Alter (RYMASZEWSKI *et al.*, 1976).

In der zugänglichen Literatur finden sich nur wenige Studien zur Blutdruckmessung bei Psittaziden. ACIERNO *et al.* (2008) haben mittels invasiver und nichtinvasiver Messmethoden den BD bei 16 Blaukronenamazonen (*A. ventralis*) am Flügel und am Ständer gemessen. Das Körpergewicht der Vögel korreliert nicht mit dem BD. Der von JOHNSTON *et al.* (2011) bei 17 Papageienspezies gemessene SYS weist die größte Variabilität innerhalb des Individuums auf, eine Korrelation des SYS mit der Spezies kann nicht bestimmt werden, da insgesamt nur 25 Tiere in die Studie aufgenommen wurden. In Tabelle 12-1 (S. 216 ff.) sind die Mittelwerte der Messreihen angegeben.

Aufgrund der jeweils kleinen Stichprobenzahl und Vielfalt der untersuchten Spezies sind oft keine Aussagen zu Referenzwerten möglich. Zudem gestaltet sich die Ermittlung von speziesspezifischen Werten für Körperfunktionen wie Blutdruck, Herz- und Atemfrequenz sowie Körpertemperatur bei wachen Vögeln aufgrund des „primär reflexgeleiteten Verhaltens“ (KORBEL, 1994) schwierig. So kann schon die zur Untersuchung notwendige Fixation des Vogels eine Erhöhung der genannten Parameter zur Folge haben (LUMEIJ (1994), MANS *et al.* (2012), ZEHNDER *et al.* (2009)). Daher werden in Studien viele Vergleichsmessungen in Allgemeinanästhesie (Isofluran) durchgeführt.

Die in der jüngeren Literatur für Papageienvögel veröffentlichten Werte zu Blutdruck und Herzfrequenz mit Angaben zu verwendeten Geräten und Narkotika sind in der Tabelle 12-1 im Anhang (S. 216 ff.) dargestellt. Für die Messungen an anästhesierten Tieren sind jeweils die Ergebnisse nach der Narkoseeinleitung und Intubation angegeben.

In vier Veröffentlichungen sind die Messwerte der einzelnen Vogelspezies zusammengefasst und für die untersuchten Genera angegeben. Diese Gruppen sind mit (*) gekennzeichnet. NAP *et al.* (1992) geben die Herzfrequenz der Genera Psittacus und Amazona als Mittelwert (\bar{X}) an, unabhängig davon ob die Werte bei narkotisierten oder wachen Vögeln gemessen wurden. Sie schreiben, dass die mittlere Herzfrequenz in Isoflurananästhesie deutlich höher ist.

2.4. Methoden der Blutdruckmessung

2.4.1. Direkte Blutdruckmessung

Auch als invasive oder blutige Blutdruckmessung bezeichnet, wurde diese Messmethode 1733 erstmals von Stephen Hales durchgeführt und gilt in der Human- und Veterinärmedizin als Gold-Standard. Aufgrund der hohen Genauigkeit der Messergebnisse wird sie stets bei Evaluationen und Validierungen neuer Messmethoden als Vergleichsmethode herangezogen (KITTLESON *et al.*, 1983). Die invasive Messung gilt als sehr viel genauer als die indirekten Methoden und ermöglicht außerdem kontinuierliche Aufzeichnungen des Blutdrucks (WADDELL, 2000). Dies spielt v. a. im Bereich der Intensivmedizin eine wichtige Rolle, wenn indirekte Messmethoden aufgrund rascher Blutdruckschwankungen, Arrhythmien oder fehlendem Pulsschlag (z. B.

bei chirurgischen Eingriffen am Herz) nur eingeschränkt oder gar nicht einsetzbar sind (WARD *et al.*, 2007).

Die Messvorrichtung besteht aus einem Druckaufnehmer (Transducer), einem Katheter (oder Kanüle) und einem Verstärker. Je nach Lage des Transducers wird zwischen intravasalen und extravasalen Systemen unterschieden. Entweder wird der Druckaufnehmer direkt in die Arterie gebracht (Katheter-Tip-Manometer) oder das Gefäß wird mittels einer Kanüle punktiert und über flüssigkeitsgefüllte Schläuche mit dem Druckwandler verbunden (WARE, 2006). Die Katheter-Tip-Manometer zeichnen sich durch höhere Genauigkeit und geringere Störanfälligkeit aus (ERHARDT *et al.*, 2007), können allerdings nur in größeren Gefäßen (*A. femoralis*, *Aorta abdominalis*) eingesetzt werden. Bei der Verwendung eines extravasalen Systems muss darauf geachtet werden, den Transducer auf Herzhöhe anzubringen um Verfälschungen der Messung durch den hydrostatischen Druck zu vermeiden (GEDDES, 1986). Beim Kleintier können die *A. metatarsalis*, *A. dorsalis pedis* und *A. auricularis* (*R. intermedius*) verwendet werden (ERHARDT *et al.* (2007), WADDELL (2000)).

Bei beiden Systemen wird eine kontinuierliche Spülung mit heparinisierte Infusionslösung empfohlen, die Fließgeschwindigkeit sollte 3 ml/h (kontinuierlich), bzw. 0,5 ml/h (manuell) betragen (DUKE *et al.*, 2007). WADDELL (2000) verwendet dabei 1 IE Heparin pro Milliliter physiologischer Kochsalzlösung.

2.4.1.1. Mögliche Fehlerquellen

Obwohl als Goldstandard beschrieben, können auch mit direkt messenden Systemen falsche Messwerte aufgezeichnet werden, wenn der Untersucher sich nicht der möglichen Fehlerquellen bewusst ist. Zwei Größen beeinflussen die Übertragungseigenschaften maßgeblich: Die Resonanz und die Dämpfung. Erstere beschreibt eine mögliche artifizielle Überhöhung der Druckamplitude, zumeist ist der systolische Druck betroffen. Den größten Einfluss auf die Resonanz des Systems üben die Schläuche aus. Sie sollten kurz, steif und möglichst großlumig sein. Auch Luftblasen erhöhen die Resonanz und sollten vermieden werden. Als Dämpfung bezeichnet man eine Abnahme der Wellenamplitude, hervorgerufen durch Widerstände im System (z. B. Wandreibung) (KITTLESON *et al.*, 1983). Ist die Dämpfung des Systems zu groß, können falsch niedrige Blutdruckwerte die

Folge sein. Blutgerinnsel an der Katheterspitze, geknickte Katheter und sehr flexible Schläuche verstärken die Dämpfung (ALLMACHER (1996), DUKE *et al.* (2007), WADDELL (2000)). Vor der Messung muss außerdem ein korrekter Nullabgleich des Messgerätes erfolgen und der Transducer sollte sich auf Herzhöhe befinden (WARD *et al.*, 2007).

2.4.1.2. Vor- und Nachteile der direkten Blutdruckmessung

Zu den Vorteilen der invasiven Messung gehören die kontinuierliche Erfassung des Blutdrucks und die geringe Streuung der Messwerte. Blutdrucktendenzen und kurzfristige Änderungen des Blutdrucks können überwacht werden (LICHTENBERGER *et al.* (2007b), WADDELL (2000)). Als weitere Vorzüge nennen die Autoren die Möglichkeit arterielles Blut für Blutgasanalysen aus dem Katheter zu gewinnen sowie die Überwachung der medikamentösen Einstellung von Patienten mit Herzinsuffizienz, Kardiomyopathien oder Arrhythmien. Anhand der Druckkurven können indirekt Myokardkontraktilität und Schlagvolumen beurteilt werden (ERHARDT *et al.*, 2007).

Trotz der genannten Vorteile sollte bedacht werden, dass die Durchführung technisch anspruchsvoll, zeitaufwendig und teuer ist (LICHTENBERGER *et al.*, 2007b). Bevor der Katheter gelegt werden kann, ist eine Lokalanästhesie notwendig und das Tier muss fixiert werden, was zusätzlichen Stress bedeuten kann. Weiterhin können folgende Komplikationen auftreten: Infektion der Punktionsstelle, Thrombosierung, Nachblutung, Gewebenekrosen distal der Punktionsstelle oder versehentliche Applikation von eigentlich intravenös zu verabreichenden Medikamenten (STEPIEN (2000), WAGNER *et al.* (1997)).

Bei aktiven, vergleichsweise gesunden Patienten ist die direkte Blutdruckmessung aufgrund der genannten Risiken daher nicht indiziert (WADDELL, 2000).

Eine Sonderform der direkten Blutdruckmessung stellt die Radio-Telemetrie dar. Diese Methode verwendet direkt in Gefäße implantierte Sensoren, welche die Ergebnisse per Funk an einen Empfänger übertragen. Der entscheidende Vorteil dieser Methode gegenüber den oben beschriebenen Katheter-Systemen ist, dass kontinuierliche Messungen am wachen, sich freibewegenden Tier stattfinden können. Zudem sind die Messungen nicht mehr an einen Anwender oder die Tageszeit gebunden. Diese Systeme sind relativ teuer und werden v. a. im Bereich wissenschaftlicher Studien zu kardiovaskulären Erkrankungen beim Menschen an

Labortieren eingesetzt (KURTZ *et al.*, 2005). SAVORY *et al.* (1997) und SAVORY *et al.* (2006) schieben die Katheter eines Radiotelemetrie-Systems bei Hühnern (*Gallus gallus*) über die *A. ischiadica* in die *Aorta descendens* vor und zeichnen BD, HF, EEG und physische Aktivität auf.

2.4.2. Indirekte Blutdruckmessung

Diese nichtinvasive Methode der Blutdruckmessung bezeichnet ein Verfahren bei dem der Blutfluss in einer peripheren Arterie durch eine aufblasbare Manschette unterbrochen wird. Anschließend wird der Druck langsam abgelassen und der wieder einsetzende Blutfluss erfasst. Diese Form der Messung wird in der Veterinärmedizin am häufigsten eingesetzt. Beim Kleintier haben sich verschiedene Methoden etabliert, in der Vogelmedizin wird meist auf die dopplersonographische Messung zurückgegriffen (LICHTENBERGER *et al.*, 2007b).

Alle Messgeräte zur unblutigen Messung zeichnen sich gegenüber den direkten Methoden durch einfachere Anwendbarkeit sowie günstigeres Equipment aus (WADDELL, 2000).

2.4.2.1. Riva-Rocci und Korotkoff

Die Riva-Rocci-Methode ist nach dem gleichnamigen italienischen Arzt benannt, ihrem Erfinder. Er legte 1896 einen Gummischlauch als Manschette um den Oberarm der Patienten und palpierter den wiederauftretenden Blutfluss beim Ablassen des Manschettendrucks distal der Manschette (ECKERT (2006), (GEDDES, 1970)).

Nikolai Sergejev Korotkoff entwickelte diese Messmethode weiter, wobei er den Blutfluss distal der okkludierenden Manschette akustisch mit Hilfe eines Stethoskops beurteilte. Er beschrieb fünf verschiedene Geräuschphänomene, wobei Phase 1 – ein einsetzendes scharfes Klopfergeräusch – den systolischen Blutdruck markiert. Bei weiterhin sinkendem Manschettendruck verändern sich die Korotkoff-Geräusche, werden zunächst weicher (Phase 2), anschließend lauter und schärfer (Phase 3), klingen schließlich gedämpft und leiser (Phase 4) bevor sie in Phase 5 verschwinden (ECKERT (2006), GEDDES (1970)). Das Verschwinden der Geräusche markiert den diastolischen Blutdruck. Diese sog. „auskultatorische“ Blutdruckmessung in Verbindung mit einem Quecksilbersphygmomanometer ist in der Humanmedizin immer noch der Goldstandard der klinischen Blutdruckmessung (PICKERING *et al.*, 2005).

Sowohl die palpatorische als auch die auskultatorische Blutdruckmessung stoßen beim Kleintier an ihre Grenzen. Die peripheren Arterien an Vorder- oder Hintergliedmaße sind oftmals zu klein, um die Korotkoff-Geräusche sicher zu hören (KITTLESON *et al.* (1983), VON ENGELHARDT (2005)), bzw. um den Blutfluss palpieren zu können (WERNER, 1972b). In einem Versuch zeichnet WERNER (1972b) vergleichend oszillometrische Messungen an einem Menschen (75 kg) und einem 29 kg schweren Hund auf. Die höchsten Ausschläge des Menschen sind dabei siebenmal größer als die des Hundes.

2.4.2.2. Doppler-Ultraschall

Diese Messmethode nutzt das Phänomen des Doppler-Shifts. Dabei sendet der in der Ultraschallsonde enthaltene piezoelektrische Kristall Ultraschallwellen einer bestimmten Frequenz in das unterliegende Gewebe. Durch die sich bewegenden Zellen im Blutgefäß werden die Ultraschallwellen gestreut und mit veränderter Frequenz zurückgeworfen (Doppler-Shift). Die Veränderung des Signals wird vom Flussmesser detektiert und in ein akustisches Signal umgewandelt (OGEDEGBE *et al.* (2010), WAGNER *et al.* (1997), WARD *et al.* (2007)). FRANKLIN *et al.* (1961) beweisen, dass die Frequenzänderung dabei proportional zur Geschwindigkeit der bewegten Partikel ist. Wird der Blutfluss durch die aufgepumpte Manschette unterbrochen, ist die Frequenzänderung gleich null und das Signal verschwindet. Wird nun der Druck in der Manschette abgelassen, kennzeichnet das erste hörbare Signal den wieder einsetzenden Blutfluss und somit den systolischen Blutdruck (ROWBERG *et al.*, 1969).

Bei der Blutdruckmessung mittels Doppler-Flussmesser wird die Dopplersonde distal der Manschette über einer peripheren Arterie platziert. Um guten Kontakt der Sonde mit dem Gefäß zu gewährleisten, müssen zuvor Federn oder Fell gescheitelt bzw. geschoren und Kontaktgel auf die Sonde aufgetragen werden. Die Manschette kann beim Vogel am Humerus, distalen Femur (LICHTENBERGER *et al.*, 2007b), oder Tibiotarsus (ZEHNDER *et al.*, 2009) angelegt werden. Der Sensor wird, je nach Lokalisation der Manschette über der *A. ulnaris*, *A. tibialis cranialis* oder *A. metatarsalis* positioniert (LICHTENBERGER (2005), ZANTOP *et al.* (2000), ZEHNDER *et al.* (2009)).

2.4.2.2.1. Mögliche Fehlerquellen

Auf die korrekte Wartung und Kalibrierung der verwendeten Sphygmomanometer ist zu achten, da sonst fehlerhafte Ergebnisse die Folge sind (COLEMAN *et al.*, 2005).

Die weiteren Anfälligkeiten der Ergebnisse sind größtenteils durch den Anwender bedingt. Dieser muss zunächst die richtige Manschettengröße auswählen und sie ausreichend fest, aber nicht zu fest anlegen (PICKERING *et al.*, 2005). Die korrekte Handhabung der Sonde ist ebenfalls von Belang. In der Änderung der Position und Richtung des Transducers bezogen auf das Gefäß liegt die größte Quelle für Variabilität (RUSHMER *et al.*, 1966). Zu schnelles Ablassen des Druckes und Endzifferpräferenz (O'BRIEN *et al.*, 2003) sind weitere Fehlerquellen. In Kapitel 2.5.3 (S. 28 ff.) wird genauer auf den Einfluss dieser Faktoren auf die Messung eingegangen.

In der Humanmedizin ist bei der auskultatorischen Blutdruckmessung das Phänomen der „auskultatorischen Lücke“ beschrieben. Dabei verschwinden die Korotkoff-Geräusche zwischen systolischem und diastolischem Blutdruck, ohne dass Rhythmusstörungen vorliegen. Phasenveränderungen des Drucks oder sehr leise Korotkoff-Geräusche können die Ursache sein. In der Folge wird der SYS zu niedrig und der DIA zu hoch gemessen (OGEDEGBE *et al.*, 2010). Das Doppler-Signal ist währenddessen ebenfalls nicht zu hören (MCCUTCHEON *et al.*, 1967).

Treten Herzrhythmusstörungen auf, ist die korrekte Zuordnung der Geräusche aufgrund der großen Schwankungen von Herzleistung und Blutdruck kaum möglich (PICKERING *et al.*, 2005).

2.4.2.2.2. Vor- und Nachteile der doppler-sonographischen Messung

Der Doppler Flussmesser ist einfach anzuwenden, tragbar, ermöglicht die Blutdruckmessung bei kleinen Patienten und ist verhältnismäßig günstig (LICHTENBERGER *et al.* (2007b), WAGNER *et al.* (1997)).

Zu den Nachteilen zählt, dass die Blutdruckmessungen nicht automatisiert stattfinden, sondern stets ein Untersucher notwendig ist (WAGNER *et al.*, 1997). Dieser sollte in der Anwendung des Gerätes geschult sein, da die Messgenauigkeit sehr anwenderabhängig ist (ERHARDT *et al.*, 2007) (vgl. Absätze 2.4.2.2.1, S. 21 ff. und 2.5.3, S. 28 ff.). Bei hypotensiven Patienten lässt die Genauigkeit ebenfalls nach. WADDELL (2000) empfiehlt deshalb bei solchen (Intensiv-) Patienten auf

die direkte Blutdruckmessung als Monitoring (z. B. während der Narkose) zurückzugreifen, da diese zudem eine kontinuierliche Überwachung gestattet.

Beim Vogel kann der diastolische Blutdruck nicht mit dem Doppler-Flussmesser bestimmt werden. Zudem sind die verfügbaren Manschetten für Vögel, die leichter als 100g sind, zu groß und der SYS wird unterschätzt (LICHTENBERGER *et al.*, 2007b).

2.4.2.3. Oszillometrie

Die Detektion der Arterienwandschwingungen wurde als erstes von Marey 1876 durchgeführt (GEDDES, 1970). Die oszillometrisch messenden Geräte erfassen die Schwingungen der Arterienwand, deren Amplitude sich mit Blut- und Manschettendruck ändert. Die Schwingungen beginnen dabei deutlich vor dem systolischen Blutdruck („präsysstolische Amplituden“, s. Abbildung 2-1, S. 23) und werden von der auf die komprimierte Arterie treffende Pulswelle ausgelöst. Wird der Manschettendruck abgelassen, öffnet sich das Gefäß zunehmend und ermöglicht größeren Blutfluss unter die Manschette, die Oszillationen nehmen zunächst zu, bis sie ein Maximum erreichen. Sinkt der Manschettendruck weiter, nimmt die Koppelung zwischen Manschette und Arterienwand ab und die Amplituden werden kleiner (GEDDES (1970), WAGNER *et al.* (1997), WERNER (1972b)). Ein Beispiel des Kurvenverlaufs einer oszillometrischen Messung bei einem Hund ist in der Abbildung 2-1 auf Seite 23 dargestellt. Die Bedeutung der maximalen Oszillationen war mehrere Jahrzehnte umstritten. Zunächst nahm man an, dass sie dem diastolischen arteriellen Druck entsprechen (GEDDES, 1970). Erst die Untersuchungen von WERNER (1972a) und MAUCK *et al.* (1980) zeigen, dass sie durch den mittleren arteriellen Blutdruck hervorgerufen werden. Wie die Geräte SYS und DIA anhand der Höhe der Amplituden bestimmen, wird von den Herstellern meist nicht veröffentlicht. Bei manchen Geräten ist bekannt, dass mittels Algorithmen das Verhältnis von Amplitudenhöhe der Oszillationen zur maximalen Amplitude berechnet und auf SYS und DIA geschlossen wird (GEDDES *et al.*, 1982). In eigenen Untersuchungen bei Menschen und Hunden stellen GEDDES *et al.* (1982) fest, dass etwa bei der Hälfte der maximalen Amplitudenhöhe bei zunehmenden Oszillationen der systolische Blutdruck erreicht ist. Werden die Oszillationen nach Erreichen des MAP wieder kleiner, ist der diastolische Druck bei ca. 80 % der maximalen Amplitudenhöhe erreicht (vgl. Abbildung 2-1, S. 23).

2.4.2.4. High Definition Oszillometry (HDO)

Im Gegensatz zu herkömmlichen oszillometrisch messenden Geräten verfügen die Geräte der HDO-Reihe über einen leistungsfähigeren Prozessor, der Druckverhältnisse im Mikrosekundentakt analysiert und eine lineare Ablassrate des Ventils ermöglicht (EGNER, 2006). Der HDO Monitor misst systolischen, mittleren und diastolischen Blutdruck sowie den Puls. Die Analyse der Pulswellen erlaubt Aussagen über Schlagvolumen und Rhythmus. Der Anschluss des HDO Monitors an einen PC ermöglicht die Darstellung der Pulswellen während der Messung. Ein Beispiel für eine fehlerfreie Anzeige einer Blutdruckmessung zeigt die Abbildung 2-1. Mithilfe dieser Software können die aufgezeichneten Pulswellen visuell auf Rhythmik, deutlichen Anstieg (SYS) sowie Abfall (DIA) der Amplituden und Artefakte überprüft werden (ERHARDT *et al.*, 2007). Eine Einschätzung der Qualität der Messung wird möglich. Im oberen Bilddrittel ist außerdem die lineare Abnahme des Manschettendrucks dargestellt.

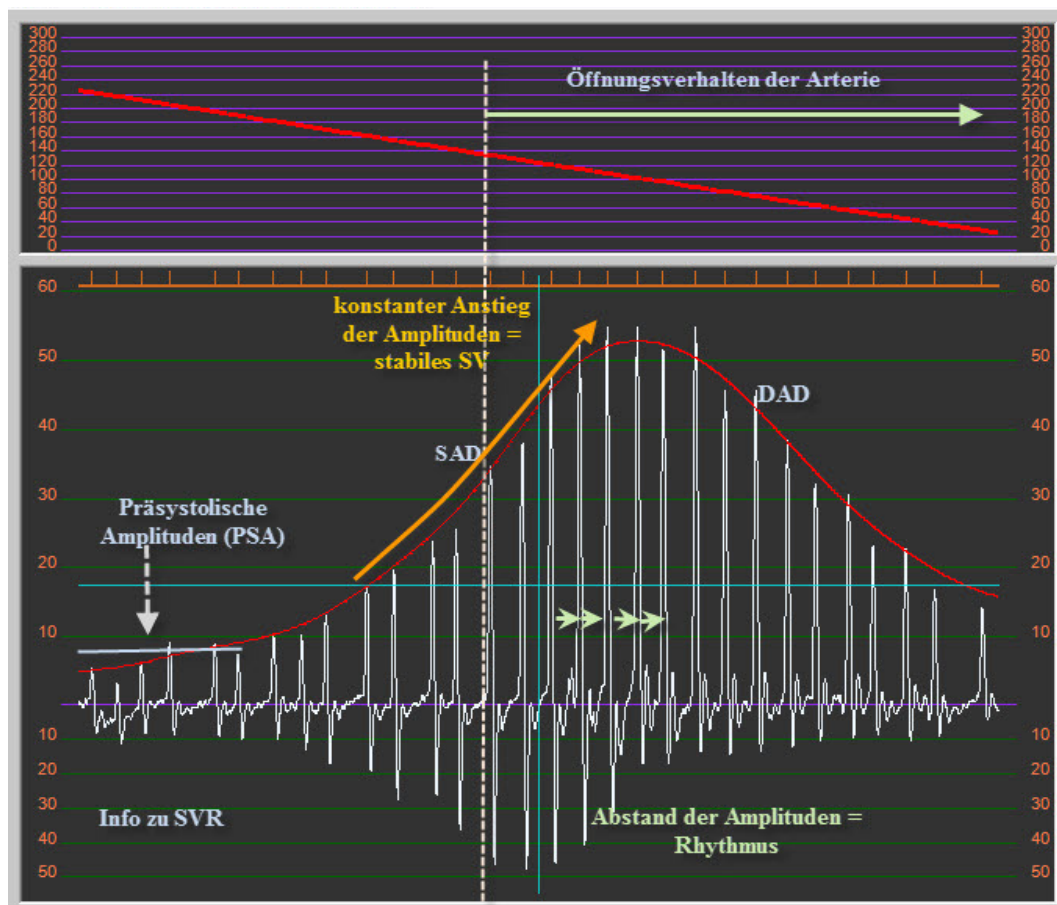


Abbildung 2-1: Beispiel einer Druckkurve eines Hundes

(SVR = systemic vascular resistance (peripherer Widerstand);
mit freundlicher Genehmigung von Dr. Beate Egner, Fa. S+B
medVET GmbH)

2.4.2.4.1. Mögliche Fehlerquellen

Der anwenderbedingte Einfluss wird durch die automatische Messung erheblich verringert und beschränkt sich auf die korrekte Handhabung der Manschette und Gestaltung der Messbedingungen. Beim HDO Monitor besteht zudem die Möglichkeit verschiedene Parameter (Ablassgeschwindigkeit, Verstärkerfunktion) von Hand einzustellen, was bei Anwendung durch unerfahrene Nutzer die Genauigkeit der Messungen einschränken könnte (ERHARDT *et al.*, 2007).

2.4.2.4.2. Vor- und Nachteile der oszillometrischen Messung

Diese Messmethoden sind einfach anzuwenden, können Artefakte erkennen und unterdrücken (PAPADOPOULOS *et al.*, 1996) und messen SYS, MAP, DIA und Pulsfrequenz. Die Anwendung des HDO Monitors benötigt minimales Training, da die Messungen nach Anlegen der Manschette automatisiert ablaufen. Die Blutdruckmessung ist daher nicht vom Hörvermögen des Anwenders abhängig, die Veränderungen des Dopplersignals zu erfassen (CHETBOUL *et al.*, 2010).

Demgegenüber wird die Messung durch Bewegungsartefakte beeinträchtigt (OGEDEGBE *et al.*, 2010) und auch Muskelkontraktionen können z. B. bei Belasten der Gliedmaße Schwingungen und somit Artefakte erzeugen (ERHARDT *et al.*, 2007). Ein weiterer Kritikpunkt ist die nicht standardisierte Auswertung der Messwerte, da die verwendeten Algorithmen von den Herstellern entwickelt und nicht preisgegeben werden (PAPADOPOULOS *et al.*, 1996).

2.5. Probleme bei der Blutdruckmessung

2.5.1. Allgemein

Wie zuvor bereits beschrieben, unterliegt der Blutdruck physiologischen Schwankungen, welche die korrekte Messung und Interpretation der Ergebnisse erschweren können. Zusätzlich beeinflussen die Messbedingungen den Blutdruck und/oder das Messergebnis. Diese umfassen den Patienten (Intrasubject-Variabilität), den Untersucher (Intraobserver-Variabilität) und das Messgerät. Der Fehler des Messgerätes ist meist technisch bedingt (u. a. fehlende Eichung, Verschleiß, Geräteschaden, Unterschiede im Messverfahren) und kaum veränderbar, wohingegen sich der Einfluss des Anwenders durch Training minimieren lässt (ANDERMANN (2007), MAIR *et al.* (2000)).

2.5.2. Intrasubject-Variabilität

Hierbei spielen neben den physiologischen Ursachen der Blutdruckschwankungen auch die Veränderung des Drucks im Gefäßsystem und der Pulswellenausbreitung eine Rolle. Hinzu kommen individuelle Unterschiede im Körperbau oder Erkrankungen (MAIR *et al.*, 2000). Diese Faktoren lassen sich bei der Messung kaum beeinflussen. Weitere Variablen sind die Lagerung des Tieres, der Erregungszustand und die Umgebung, in der die Messung stattfindet. Da es nicht möglich ist, alle Variablen zu eliminieren, sollte ihr möglicher Effekt in die Beurteilung der Messwerte eingehen (O'BRIEN *et al.*, 2003).

2.5.2.1. Lagerung des Tieres

Der hydrostatische Druck beeinflusst den systolischen und diastolischen BD (PICKERING *et al.*, 2005), die Manschette oder der Tansducer sollten sich auf Herzhöhe befinden (BROWN *et al.* (2007), WARD *et al.* (2007)).

Die Messungen am stehenden gegenüber liegenden Wolfshunden ergibt signifikant niedrigere Werte für den DIA, während die Ergebnisse für SYS und MAP von der Position des Tieres unberührt bleiben (BRIGHT *et al.*, 2002). Demgegenüber erhalten RONDEAU *et al.* (2013) in 86 % der Messungen deutlich höhere Werte für den systolischen Blutdruck, wenn die Hunde während der Messung sitzen anstatt auf der Seite zu liegen. Die Reproduzierbarkeit der Werte ist bei liegenden Tieren besser. Sie empfehlen, die jeweilige Position während der Messung ins Protokoll aufzunehmen. Dies entspricht dem Vorschlag von BROWN *et al.* (2007), Tiere in Brust- oder Seitenlage Platz nehmen zu lassen und die gewählte Position zu vermerken.

Auch muss bei der Lagerung darauf geachtet werden, die Manschette nicht von außen zu komprimieren und den Luftschlauch nicht abzuknicken (BRANSON *et al.*, 1997).

2.5.2.2. Aufregung und White-Coat Effect

Ergebnisse verschiedener veterinärmedizinischer Veröffentlichungen weisen darauf hin, dass Aufregung und Stress Blutdruck und Herzfrequenz beeinflussen und Herzrhythmusstörungen auslösen können.

So ist ein aufregungsbedingter Blutdruckanstieg bei Hunden bekannt (BRIGHT *et al.* (2002), MOSCARDO *et al.* (2009)). Auch das Temperament spielt eine Rolle.

Stressanfällige Tiere haben mit größerer Wahrscheinlichkeit höhere Blutdruckwerte als Hunde mit ruhigerem Wesen (VINCENT *et al.*, 1996).

In Freilandhaltung lebende Truthühner (*Meleagris gallopavo*) weisen einen deutlich niedrigeren Blutdruck auf, als Artgenossen in Käfighaltung (PAGNAN *et al.*, 1978). GREENACRE *et al.* (2004) untersuchen die Auswirkungen von Herausfangen und Festhalten während der klinischen Untersuchung von Amazonen (*Amazona spp.*). Die mittlere Herzfrequenz ändert sich nicht, während Atemfrequenz und Körpertemperatur steigen. NAP *et al.* (1992) beobachten Arrhythmien bei wachen und narkotisierten Vögeln (Genera *Amazona* und *Psittacus*), die sie auf den Stress während des Fangens und der anschließenden Handhabung der Vögel zurückführen, weil dabei Katecholamine freigesetzt werden, welche die Empfindlichkeit des Herzens für Rhythmusstörungen erhöhen. Bei EKG-Messungen an Weißkopfseeadlern (*Haliaeetus leucocephalus*) treten während der Einleitungs- und Aufwachphase ebenfalls Arrhythmien bei 75 % der Tiere auf. Stress und Hyperkapnie werden als Auslöser vermutet, können aber nicht belegt werden (AGUILAR *et al.*, 1995). Eine Steigerung der Herzfrequenz von fixierten Tauben (*Columba livia*) um durchschnittlich 80 S/min gegenüber nicht fixierten Tieren beobachtet RÜTHER (1998) bei EKG-Messungen. Sie berichtet außerdem von sehr starken Anstiegen der individuellen Herzfrequenzen sobald eine Person den Versuchsraum betritt. Obwohl die untersuchten Tiere seit dem Schlupf an den Menschen gewöhnt sind, scheint dessen Anwesenheit ein Stressfaktor zu sein.

Um die Beeinflussung des BD durch die Untersuchungsbedingungen möglichst auszuschließen, führen KAMIMURA *et al.* (1995) ihre BD – Messungen bei Geflügel (invasive Messung, Katheter in der *Aorta abdominalis*) in einem abgedunkelten, ruhigen Raum durch, wobei der Vogel in einer schwarzen Box sitzt. Dennoch muss der Vogel auch bei diesem Versuchsaufbau gefangen und kurz fixiert werden, wodurch die hämodynamischen Parameter potenziell verändert werden könnten. Durch Anwendung der Radiotelemetrie würde dies vermieden. Nach Implantation von Katheter und Transmitter ermöglicht diese Technik kontinuierliche Messungen über lange Zeiträume am nicht fixierten Tier. Die nahezu unbegrenzte Anzahl von Messungen erhöht die Präzision der Ergebnisse. Für Untersuchungen zur Blutdruckvariabilität, zur Endorganschädigung („target organ damage“) oder für pharmakologische Studien

sollten stets diese Systeme verwendet werden (KURTZ *et al.*, 2005).

Auch die Blutdruckmessung selbst kann zu einer künstlichen Erhöhung der Werte führen. Diesem Bluthochdruck kann durch ruhige Umgebung und Eingewöhnungszeit an die Messung entgegen gewirkt werden (BROWN *et al.*, 2007). In der Humanmedizin bezeichnet man dieses Phänomen als Weißkitteleffekt („White-Coat Effect“, WCE), bzw. Weißkittelhypertension („White-Coat Hypertension“, WCH). Dabei weist der Patient in der Klinik oder der Arztpraxis einen höheren Blutdruck auf als normalerweise. Im Falle der WCH werden beim Arztbesuch hypertensive Blutdrucke gemessen, während beim WCE nur ein Anstieg des Blutdrucks auftritt, welcher anschließend wieder abfällt (PICKERING *et al.*, 2002). Das Ausmaß des Anstieges kann je nach Untersucher variieren (niedriger bei Messungen durch Krankenschwester), jedoch lassen sich WCE oder WCH meistens nicht durch wiederholte Besuche lindern (BROADHURST *et al.*, 1990).

Der Einfluss der Klinikumgebung wird auch beim Kleintier untersucht, da es für die korrekte Diagnosestellung der Hypertonie und Beurteilung des Therapieerfolgs unabdingbar ist zu wissen, ob der Anstieg des Blutdrucks durch Aufregung zustande kommt oder tatsächlich organisch bedingt ist (BELEW *et al.*, 1999).

So können REMILLARD *et al.* (1991) keine Beeinflussung des Blutdrucks durch die Umgebung (Klinik vs. Zuhause) feststellen, nur die Herzfrequenz ist bei den Klinikmessungen gegenüber den Messungen zuhause erhöht. Auch HÖGLUND *et al.* (2012) weisen keinen Unterschied zwischen den Messorten nach, jedoch sind Blutdruck und HF signifikant höher wenn der Tierarzt die Messungen ohne den Patientenbesitzer durchführt.

Im Gegensatz dazu ändert sich die Herzfrequenz bei VINCENT *et al.* (1993) und BODEY *et al.* (1996a) nicht, während SYS, DIA und MAP im Klinikumfeld erhöht sind. Bei KALLET *et al.* (1997) ist zudem die Herzfrequenz bei Messung in der Klinik höher und auch SOARES *et al.* (2012) dokumentieren einen Anstieg von SYS und HF bei Messungen in der Klinik.

BELEW *et al.* (1999) belegen einen White-Coat Effect bei Katzen. Eine zehnminütige Gewöhnung an die Umgebung durch SPARKES *et al.* (1999) lässt den systolischen Blutdruck der Katzen signifikant sinken.

2.5.3. Intraobserver-Variabilität

Der Untersucher und die Art der Durchführung haben einen erheblichen Einfluss auf die Messung. Der Anwender trägt durch Auswahl der richtigen Manschette, die konzentrierte Handhabung des Messgerätes (inkl. richtiger Ablassrate) und das korrekte Ablesen der Messwerte entscheidend zu einer fehlerfreien Messung bei. Der Fehler des Untersuchers („observer error“) kann in drei Kategorien eingeteilt werden: den systematischen Fehler, die Endzifferpräferenz und den Erwartungs-Fehler („observer prejudice“) (O'BRIEN *et al.* (2003), ROSE (1965)).

2.5.3.1. Messlokalisation

Beim Kleintier wird zumeist am Unterarm oder Unterschenkel, bzw. Schwanzansatz gemessen, da der Oberarm oft zu kurz und der Oberschenkel konisch geformt ist. Die Manschette würde abrutschen (WERNER, 1972b). WERNER (1972b) hat von einer Verwendung der Hintergliedmaße abgesehen, da sich die Hunde seiner Studie in Brustlage befinden und die Handhabung der Manschette folglich schwieriger ist. Auch die Messung am Schwanzansatz hält er für wenig praktikabel (kupierte Rassen, Bewegungsartefakte durch Wedeln wahrscheinlicher). Er legt die Manschette an Pfote oder Unterarm an. SCHNEIDER (1999) erklärt, dass die Messung am Schwanzansatz im Gegensatz zum distalen Radius, Tibia und Metatarsus (schlechteste Messlokalisation) die genauesten Messwerte ergibt. BODEY *et al.* (1996a) halten die BD-Messung mittels oszillometrischer Methode am Schwanz ebenfalls für geeignet, auch die Hunde der Studie von VINCENT *et al.* (1993) tolerieren die Manschette am Schwanz sehr gut. Die Ergebnisse des Doppler-Flussmessers (D) und der oszillometrischen Methode (O) von HABERMAN *et al.* (2004) korrelieren bei anästhesierten Katzen am besten mit direkt gemessenen Werten, wenn die Manschette über dem Sprunggelenk (D) oder am Schwanz (O) angebracht wurde.

Laut dem Consensus Statement des American College of Veterinary Internal Medicine (ACVIM) kann die Manschette an Schwanz oder Gliedmaßen von Katzen oder Hunden angebracht werden, die Messlokalisation sollte im Messprotokoll notiert werden (BROWN *et al.*, 2007).

Zur Blutdruckmessung beim Vogel kann die Manschette entweder um den Humerus, distalen Femur oder proximalen Tibiotarsus gelegt werden. Weder JOHNSTON *et al.* (2011) noch ZEHNDER *et al.* (2009) stellen einen

signifikanten Einfluss der Lokalisation der Manschette auf die Blutdruckwerte fest. Die erste Gruppe vergleicht Humerus mit distalem Femur, die zweite Humerus mit Tibiotarsus.

Insgesamt sollte sich der Untersucher bewusst sein, dass systolischer und diastolischer Druck im Gefäßsystem variieren. Dabei steigt der systolische Druck mit zunehmender Entfernung vom Herz, während der diastolische Druck sinkt. Der mittlere arterielle Blutdruck bleibt fast unbeeinflusst (VON ENGELHARDT, 2005). Weiterhin werden beim Menschen teilweise deutliche Blutdruckdifferenzen zwischen beiden Oberarmen einer Person nachgewiesen. Daher sollte beim ersten Arztbesuch der Blutdruck an beiden Oberarmen vergleichend gemessen werden (PICKERING *et al.*, 2005).

2.5.3.2. Manschettengröße

Bei Menschen und Kleintieren werden die Bedeutung der Manschettengröße und ihr Einfluss auf die Blutdruckwerte ausführlich untersucht, da schon lange bekannt ist, dass eine zu schmale Manschette zu größeren Messfehlern führt als eine zu breite (PICKERING *et al.*, 2005). Während die zu breite Manschette den tatsächlichen Blutdruck unterschätzt, ergibt die zu schmale Manschette zu hohe Werte (GEDDES *et al.* (1978), GOMEZ-MARIN *et al.* (1992), IYRIBOZ *et al.* (1994), KLUGE (1969), NICHOLAS *et al.* (1985), RASTAM *et al.* (1990), WERNER (1972b)). Laut den Empfehlungen der American Heart Association (AHA) zur Blutdruckmessung beim Menschen soll die Länge der Manschette 80 % und die Breite 40 % des Umfangs der Gliedmaße betragen (PICKERING *et al.*, 2005).

GEDDES *et al.* (1980) untersuchen den Einfluss der Manschettengröße auf den gemessenen mittleren arteriellen Blutdruck des Hundes. Die Ergebnisse stimmen am besten mit den direkt ermittelten Werten überein, wenn die Breite der Manschette 40 % des Gliedmaßenumfangs beträgt. VALTONEN *et al.* (1970) erhalten höhere, bzw. niedrigere Blutdruckwerte wenn sie bei großen Hunden zu schmale und bei kleineren Hunden zu breite Manschetten verwendeten. SPARKES *et al.* (1999) beobachten niedrigere systolische Blutdruckwerte bei Verwendung einer zu breiten Manschette bei Katzen (im Mittel 46 % des Umfangs statt 35 %).

Für die Blutdruckmessungen bei Vögeln gibt es ebenfalls Evaluationsstudien. JOHNSTON *et al.* (2011) wählen nach Ergebnissen einer Pilotstudie eine Manschette deren Breite 40 % des Umfangs der Papageiengliedmaßen entspricht. LICHTENBERGER (2005) hält sich ebenfalls an diesen Wert. Bei Rotschwanzbussarden ergibt die Manschette des Doppler-Flussmessers mit 40-50 % des Umfangs die genauesten Werte. Die Ergebnisse des Dopplers entsprechen dabei aber am ehesten dem MAP der direkten Messung, der systolische Druck wird beständig unterschätzt (ZEHNDER *et al.*, 2009). Für sehr kleine Vögel (< 100 g) ist jedoch selbst die kleinste kommerziell erhältliche Manschette zu breit (LICHTENBERGER *et al.*, 2007b).

2.5.3.3. Anlegen der Manschette

Bei vielen Studien zur Blutdruckmessung wird keine Aussage zur Bedeutung des Anlegens der Manschette getroffen, oder dessen Einfluss nicht untersucht. JOHNSTON *et al.* (2011) zeigen jedoch, dass die Messwerte eines Vogels vor und nach dem Manschettenwechsel signifikant verschieden sind. ACIERNO *et al.* (2008) vergleichen die Messwerte zweier Messreihen eines Probanden nach einer fünfminütigen Pause. Die Werte unterscheiden sich nicht signifikant, allerdings geben die Autoren keine Auskunft darüber ob sie die Manschette zwischen den Messungen abgenommen und erneut angelegt haben.

Bei einigen Menschen führt schon das Aufpumpen der Manschette zu Bluthochdruck („cuff-inflation hypertension“). Diese Form der Hypertension ist von der WCH zu unterscheiden, da bei letzterer der Anstieg bereits vor dem Anlegen der Manschette beginnt und danach länger anhält (OGEDEGBE *et al.*, 2010).

2.5.3.4. Ablassgeschwindigkeit

Dieser Punkt ist für die nicht-automatisierten Messmethoden von Bedeutung, bei denen der Manschettendruck manuell abgelassen wird. Dazu gehören die auskultatorische, palpatorische und doppler-sonographische Blutdruckmessung. Der Druck muss langsam abgelassen werden, um den Beginn der Öffnung des Gefäßes nicht zu verpassen. Ist der systolische Blutdruck erreicht, setzt der Blutfluss ein und erzeugt eine Änderung des Doppler-Signals. Sinkt der Manschettendruck zu schnell und eine Druckwelle durchfließt die zuvor komprimierte Arterie, ist der systolische Blutdruck schon unterschritten

(ERHARDT *et al.*, 2007). KING (1963) studiert den Einfluss der Ablassrate als einer der ersten und empfiehlt, den Druck im Bereich des systolischen und diastolischen Drucks besonders langsam abzulassen. Die AHA gibt für Messungen bei Menschen eine Ablassrate von 2 - 3 mmHg pro Sekunde (mmHg/s) vor (PICKERING *et al.*, 2005).

2.5.3.5. Endzifferpräferenz und Erwartungshaltung

Die Endzifferpräferenz beschreibt einen Messfehler, bei dem sich der Untersucher beim Ablesen des Manometers vermehrt für die „0“ als letzte Ziffer entscheidet. Diese sollte laut humanmedizinischen Leitlinien aber in nicht mehr als 20 % der Ergebnisse auftreten (RITTER *et al.*, 2007). Das Phänomen wird im sog. „Systemic trial“ von WINGFIELD *et al.* (2002) untersucht. Zu Beginn der Studie liegt die Prävalenz der „0“ bei 42,2 %. Während der folgenden sechs Jahre kann sie durch regelmäßige Kontrollen und Feedback auf 22 % reduziert werden. Einen noch höheren Wert (78 %) ermitteln WEN *et al.* (1993). Beide Arbeitsgruppen bestätigen auch eine Neigung der Untersucher, diejenigen Blutdruckwerte besonders häufig abzulesen, welche einem erwarteten Wert entsprechen.

Weiterhin kann der zweite Messwert durch Kenntnis des ersten beeinflusst sein. Auch hier gilt, dass sich durch Schulung Fehler korrigieren und die Genauigkeit der Messergebnisse verbessern lassen (PICKERING *et al.*, 2005).

2.5.4. Leitlinien für die Blutdruckmessung

Idealerweise soll zur Blutdruckmessung ein veterinärmedizinisches Gerät verwendet werden, welches für die Messung bei der entsprechenden Tierart validiert worden ist. Die Kriterien für die Validierung von Messgeräten sind in der Humanmedizin festgelegt und 2007 vom American College of Veterinary Internal Medicine an die Anforderungen der tiermedizinischen Blutdruckmessung angepasst worden (BROWN *et al.*, 2007).

Im Folgenden sind die Richtlinien zur korrekten Blutdruckmessung aus der Tiermedizin (ACVIM Consensus Statement) und Humanmedizin (AHA Scientific Statement) zusammengefasst.

Der Untersucher sollte erfahren im Umgang mit dem verwendeten Gerät und sich der Feinheiten des Blutdruckmessens bewusst sein. Während der Messung ist auf eine ruhige Umgebung zu achten, dem Tier sollten 5-10 Minuten Zeit zur

Akklimatisation gegeben werden. Für die Messung kann es Brust- oder Seitenlage einnehmen, die Manschette kann an Gliedmaßen oder Schwanz angebracht werden, sollte dabei faltenfrei und nicht zu fest angelegt sein. Sie sollte sich immer auf Herzhöhe befinden und ihre Breite 40 % (Hund), bzw. 30-40 % (Katze) des Gliedmaßenumfangs betragen. Während der Untersuchung sollte nicht gesprochen werden. Wird der Druck manuell abgelassen, sollte dies möglichst linear und nicht schneller als 2 - 3 mmHg/s geschehen. Der Druck sollte auf 2 mmHg genau abgelesen werden. Das erste Messergebnis wird verworfen, dann der Mittelwert aus drei bis sieben Wiederholungsmessungen (Variabilität der Einzelmessung < 20 %) bestimmt. Messungen sollten wiederholt werden, bis man konstante Ergebnisse erhält. Ein Messprotokoll sollte geführt werden und Angaben zu Lagerung, Lokalisation, Ergebnissen, Begründungen für ausgeschlossene Messungen und Beurteilung der Ergebnisse beinhalten (BROWN *et al.* (2007), PICKERING *et al.* (2005)).

Für Blutdruckmessungen im Rahmen von wissenschaftlichen Studien müssen weitere Vorgaben eingehalten werden, eine Übersicht geben KURTZ *et al.* (2005). Die für eine Gerätevalidierung zu erfüllenden Kriterien sind im Anhang des ACVIM Consensus Statements zusammengefasst (BROWN *et al.*, 2007).

2.6. Blutdruckmessung beim Vogel

Bisher findet die Blutdruckmessung bei Vogelpatienten v. a. im Bereich des Narkosemonitorings und im Rahmen wissenschaftlicher Studien statt. Während der Allgemeinanästhesie, insbesondere bei kritischen Patienten, wird dabei meist der direkten Messung der Vorzug gegeben (WADDELL, 2000). Da deren Anwendung stets einer Narkose bedarf, technisch anspruchsvoll ist und erst bei Vögeln einer gewissen Größe durchgeführt werden kann, wird der BD meist indirekt bestimmt (LICHTENBERGER *et al.*, 2007b).

2.6.1. Indikationen zur Blutdruckmessung

In der Kleintierpraxis besitzt die regelmäßige Blutdruckmessung bereits einen festen Stellenwert, wobei der Schwerpunkt v. a. auf der Diagnostik bestimmter Erkrankungen, Feststellung von Endorganschädigungen und Überprüfung der Therapieerfolge sowie Narkosemonitoring liegt. Die Messung des arteriellen Blutdrucks sollte immer erfolgen, wenn Patienten Symptome einer

Endorganschädigung zeigen oder an einer Erkrankung leiden, welche Auslöser für sekundäre Hypertension sein kann (BROWN *et al.*, 2007). Besonders bei kritischen Vogelpatienten gehört die Evaluierung der Durchblutung und des Herzkreislaufsystems zum Standard der klinischen Untersuchung. Eine Röntgen- und Ultraschalluntersuchung und ggf. ein EKG werden durchgeführt, sobald es der Zustand des Patienten erlaubt (LICHTENBERGER *et al.*, 2007b).

2.6.1.1. Narkosemonitoring

Die Überwachung der Vitalparameter ist von großer Bedeutung, da eine Allgemeinanästhesie normalerweise mit einem Abfall der Herzfrequenz und des Blutdrucks verbunden ist (LUMEIJ, 1994). Grundsätzlich sollten während einer Narkose immer die Reflexe, die Pulsfrequenz sowie Atemfrequenz und –tiefe des Vogelpatienten beurteilt werden. Die klinische Untersuchung dieser Parameter ist für eine umfassende Einschätzung jedoch nicht ausreichend und sollte durch Kontrolle von Temperatur, Sauerstoffsättigung, HF und Rhythmus, KFZ und BD vervollständigt werden (ABOU-MADI (2001), LIERZ *et al.* (2012), LUDDERS (1998)).

Die Blutdruckmessung bildet einen wichtigen Bestandteil des Monitorings, denn nur ein adäquater Blutdruck gewährleistet ausreichenden Sauerstoff- und Nährstofftransport und Entfernung von Stoffwechselprodukten und CO₂. Jedwede Einschränkung des Kreislaufs während der Narkose kann Nieren, Gehirn und Muskulatur schädigen. Zur Überwachung der Durchblutung ist die Messung des arteriellen Blutdrucks am besten geeignet, da Schlagvolumen und Sauerstoffversorgung unter praktischen Bedingungen schwieriger zu bestimmen sind (WAGNER *et al.*, 1997). Allerdings muss das Blutdruckverhalten immer in Zusammenhang mit den anderen Kreislaufparametern (KFZ und Farbe der Schleimhäute) gesehen werden, da ein normaler mittlerer arterieller Druck bei vermindertem Herzminutenvolumen auch durch die Erhöhung des TPR bedingt sein kann (BOAG *et al.*, 2005).

In Narkose tritt Hypotension weitaus häufiger auf als Hypertension. Sie ist beim Kleintier durch einen systolischen arteriellen Blutdruck von unter 90 mmHg definiert (MAP < 60 mmHg) (WAGNER *et al.*, 1997) und auch bei Vogelpatienten sollte eingegriffen werden sobald der BD darunter fällt. Neben Identifikation und Therapie der Ursache sollten Infusionen (Kristalloide,

Kolloide) verabreicht werden (LICHTENBERGER, 2005). Fällt der mittlere arterielle Druck unter 50 mmHg ist die Durchblutung der Niere stark herabgesetzt und die glomeruläre Filtrationsrate (GFR) sinkt (BOWLES *et al.*, 2007). Die häufigsten Ursachen für einen Blutdruckabfall sind der Einsatz kardio-depressiver Anästhetika, Arrhythmien und Hypovolämie aufgrund von Blutverlust, Vasodilatation oder Dehydratation sowie Sepsis (LICHTENBERGER (2005), WAGNER *et al.* (1997)).

Zur Blutdruckmessung bei Ziervögeln eignet sich nach Meinung einiger Autoren der Doppler-Flussmesser am besten, da er vielseitig einsetzbar und verhältnismäßig günstig ist. Rhythmus und Lautstärke des Signals geben Auskunft über die Regelmäßigkeit des Blutflusses und Änderungen des Blutdrucks (ABOUMADI (2001), CURRO (1998), MCKEOWN *et al.* (2014)). Allerdings erfolgt die Messung nicht automatisiert und die Bestimmung von MAP und DIA ist nicht möglich (WAGNER *et al.*, 1997).

2.6.1.2. Blutdruckverhalten in Isofluran-Narkose

Im Laufe der Zeit wurden verschiedene Injektions- und Inhalationsanästhetika beim Vogel eingesetzt, Isofluran wird jedoch bevorzugt verwendet (LUDDERS (1998), LONGLEY (2008)). Geringe Blutlöslichkeit, minimale Metabolisierung und der effiziente Gasaustausch in der Vogellunge (CURRO (1998), HEARD (1988)) bewirken kurze Einleitungs- und Aufwachphasen und Veränderungen der Narkosetiefe können schnell stattfinden (ABOUMADI, 2001). Im Vergleich zu anderen Anästhetika besitzt Isofluran nur wenige Nebenwirkungen. Es wirkt dosisabhängig depressiv auf ZNS, Kreislauf und Atmung. Im Gegensatz zu den Säugetieren sind Vögel dabei wesentlich empfänglicher für die atemdepressive Wirkung von Isofluran (LONGLEY, 2008). Zum einen steigt mit zunehmender Narkosegaskonzentration der $p\text{CO}_2$ und eine respiratorische Azidose ist die Folge (LUDDERS *et al.*, 1989). Zum anderen wirkt Isofluran relaxierend auf die Skelettmuskulatur, welche beim Vogel Ein- und Ausatmung steuert (ABOUMADI, 2001).

Weitere Nebenwirkungen von Isofluran-Narkosen bei Vogelpatienten betreffen das Herzkreislaufsystem. Dabei scheinen die verschiedenen Spezies unterschiedlich empfindlich zu reagieren. So beschreiben NAP *et al.* (1992) einen Anstieg des QT-Intervalls sowie die signifikante Erhöhung der medianen

Herzfrequenz als einzige Unterschiede der EKGs von wachen und anästhesierten Amazonen und Graupapageien. Hingegen treten bei 32 % bzw. 23 % der untersuchten Aras (*Ara spp.*) und Kakadus (*Cacatua spp.*) in Isofluran-Narkose Sinus-Arrhythmien auf (OGLESBEE *et al.*, 2001). Bei CASARES *et al.* (2000) zeigen nur zwei von 48 Aras Sinusarrhythmien, ein weiterer Vogel hat einen AV-Block 2. Grades. Weißkopfseeadler (*Haliaeetus leucocephalus*) reagieren noch sensibler, wie AGUILAR *et al.* (1995) und JOYNER *et al.* (2008) berichten. Beobachtete Rhythmusstörungen umfassen Sinusarrest, Depression der T-Welle, AV-Block 2. und 3. Grades, Arrhythmien und atriale Extrasystolen (AGUILAR *et al.*, 1995). AGUILAR *et al.* (1995) stellen dabei keine signifikanten Veränderungen des mittleren arteriellen Blutdrucks fest, wohingegen JOYNER *et al.* (2008) während der Narkose signifikante Anstiege von SYS, DIA und MAP beobachten. Temperatur, Herz- und Atemfrequenz sinken dagegen mit der Narkosedauer. In der Studie von ZEHNDER *et al.* (2009) sind die Blutdruckwerte anästhesierter Rotschwanzbussarde (*Buteo jamaicensis*) gegenüber wachen Tieren signifikant niedriger. Gleiches gilt für die Blutflussgeschwindigkeiten und HF bei Mäusebussarden (*Buteo buteo*) in Isofluran-Narkose (STRAUB *et al.*, 2003b). Einen Abfall von Pulsfrequenz und MAP zeigen auch Haustauben (*Columba livia*, var. *domestica*) und Mäusebussarde (*Buteo buteo*) in den Untersuchungen zur Luftsack-Perfusionsanästhesie mit Isofluran von KORBEL (1994). Im Verlauf der Narkose treten bei 10 von 24 der untersuchten Tauben kardiale Arrhythmien auf, welche jedoch keine negative Wirkung auf den Blutdruck ausüben. Zusätzlich wirkt Isofluran auch direkt auf die Gefäßwände und verursacht eine Vasodilatation, wodurch der TPR sinkt (DUKE *et al.*, 2007).

Die Nebenwirkungen verschiedener Inhalationsanästhetika werden auch vergleichend untersucht. So berichten JOYNER *et al.* (2008) von signifikant höheren Körpertemperaturen, Herzfrequenzen und Blutdrücken der Weißkopfseeadler (*Haliaeetus leucocephalus*) in Isofluran-Narkose im Vergleich zur Sevofluran-Narkose. Die Untersuchungen der Anästhetika Iso-, Sevo- und Desfluran bei Rotschwanzbussarden von GRANONE *et al.* (2012) ergeben keine signifikanten Unterschiede bzgl. Beeinflussung der kardiopulmonalen Parameter. EKG Auffälligkeiten treten bei 52 %, bzw. 15 % der mit Halothan oder Isofluran anästhesierten Rosakakadus (*E. roseicapillus*) auf, die Herzfrequenz ist während der Narkose mit Halothan höher als mit Isofluran (JAENSCH *et al.*, 1999). Im

Gegensatz zu Halothan tritt bei Verwendung von Isofluran der Herzstillstand erst einige Minuten nach dem Atemstillstand ein und das Myokard ist weniger empfänglich für Katecholamin-induzierte Arrhythmien (LONGLEY, 2008). Die atem- und kreislauf-depressive Wirkung ist gegenüber Halothan insgesamt verringert (SINN, 1994).

2.6.1.3. Kardiovaskuläre Erkrankungen bei Psittaziden

Erkrankungen des Herzens und der Gefäße kommen im Gegensatz zu frei lebenden Papageien bei Vögeln in Gefangenschaft vergleichsweise häufiger vor und sind v. a. den veränderten klimatischen Bedingungen, einseitiger, insbesondere lipidreicher, Ernährung und verminderter Bewegung geschuldet (PEES *et al.*, 2006).

Neben einigen Fallberichten gibt es bisher nur wenige pathologische Studien zu Herz- und Gefäßerkrankungen von Papageienvögeln, diese heben jedoch deren Bedeutung hervor (BEAUFRÈRE *et al.* (2011a), BEAUFRÈRE *et al.* (2011b), PEES *et al.* (2001), REMBERT *et al.* (2008), SEDACCA *et al.* (2009), VINK-NOOTEBOOM *et al.* (1998)).

So sind einer retrospektiven Studie zu Todesursachen bei Psittaziden einer zoologischen Sammlung zufolge 5,2 % der untersuchten Tiere an Herz- und Gefäßveränderungen gestorben. Davon haben 2,4 % an Herzveränderungen gelitten, während 2,8 % an Erkrankungen der peripheren Gefäße verendet sind. Bei 1,9 % der Vögel liegt eine Arteriosklerose vor, ebenfalls 1,9 % weisen Myokarddegenerationen auf. An Hämorrhagien sind insgesamt sechs Tiere (0,5 %) gestorben (KELLIN, 2009). Bei den pathologischen Untersuchungen von OGLESBEE *et al.* (1998) treten in 9,7 % der Fälle Anzeichen einer Herzerkrankung auf, über die Hälfte dieser Tiere litt an kongestiver Herzinsuffizienz. Bei 58 % der betroffenen Vögel war sie die Todesursache. Auch KRAUTWALD-JUNGHANNS *et al.* (2004) belegen die Bedeutsamkeit kardiovaskulärer Erkrankungen bei Psittaziden. Von 107 obduzierten Vögeln zeigen 36 % makroskopisch sichtbare Veränderungen von Herz und Gefäßen, auf zellulärer Ebene sind es sogar 99 %. Die Ätiologien der Herzerkrankungen sind vielfältig und umfassen kongenitale Defekte, infektiöse, toxische oder idiopathische Ursachen. Zusätzliche können sie Folge von Organversagen, Neoplasien oder systemischen Infektionen sein (PEES *et al.*, 2006).

Der Begriff der kongestiven Herzinsuffizienz beschreibt einen Krankheitskomplex bei dem aufgrund verminderter Herzleistung der kapilläre und venöse Druck steigt und zu Flüssigkeitsansammlungen führt (PEES *et al.*, 2006). Ist das linke Herz betroffen, kommt es zur Ausbildung eines Lungenödems, während Vögel mit Rechtsherzversagen Aszites, Stauungen der Leber und Hydroperikard zeigen (OGLESBEE *et al.*, 1998). Häufig liegen Erkrankungen des Myo- oder Endokards zugrunde. Verschiedene Ursachen können die Kontraktilität des Myokards herabsetzen, wobei primäre (idiopathische) von sekundären Auslösern unterschieden werden. Systemische Erkrankungen können infektiösen, toxischen, metabolischen oder tumorösen Ursprungs sein (STRUNK *et al.*, 2003). Gesteigerte Arbeitslast kann zu Hypertrophie des Herzmuskels, Dekompensation und Dilatation des Ventrikels führen. Auch Klappeninsuffizienzen können eine Erweiterung der Kammer verursachen (PEES *et al.*, 2006). Veränderungen des Endokards, und insbesondere der Herzklappen (v. a. rechte AV-Klappe), sind meist Folge einer Infektion mit verschiedenen Bakterien (*Escherichia coli*, *Pasteurella multocida*, Staphylokokken oder Streptokokken), oder idiopathisch bedingt. Stenosen der Semilunarklappen können infolge chronischer Entzündungsprozesse auftreten. Je nach Schwere der Schädigung der AV-Klappen kommt es zu Insuffizienzen mit Rechts- oder Linksherzversagen (PEES *et al.* (2006), STRUNK *et al.* (2003)). Perikardergüsse können infolge systemischer oder kardialer Erkrankungen auftreten. Dabei führen Infektionen, Stoffwechselstörungen und Rückstau infolge Herzversagens zum Hydroperikard, während blutige Herzbeutelergüsse oft durch Traumen oder Rupturen herznaher Gefäße bedingt sind (LUMELJ, 1994).

Die Atherosklerose stellt eine der häufigsten Erkrankungen des Gefäßsystems (WELLE *et al.*, 2011) dar und ist durch Veränderungen der Morphologie der Arterienwand gekennzeichnet. BEAUFRÈRE *et al.* (2013) belegen, dass Alter, weibliches Geschlecht und die Genera *Psittacus*, *Amazona* und *Nymphicus* mit fortgeschrittenen atherosklerotischen Läsionen positiv korrelieren. Dabei sind meist die thorakale *Aorta*, die brachiozephalen und koronaren Arterien (BEAUFRÈRE, 2013), sowie die *Aorta ascendens* und die *Trunci brachiocephalici* betroffen (FRICKE, 2005). Die atherosklerotischen Veränderungen können bis in die femoralen und mesenterialen Gefäße reichen (BEAUFRÈRE *et al.*, 2011a).

Arrhythmien treten infolge von Störungen der Erregungsbildung, bzw. -leitung des aviären Herzmuskels auf. Bei Papageien sind Sinus-, Vorhof-, Ventrikel- und AV-Knoten-Arrhythmien beschrieben. Zu ersteren gehören der Sinusarrest, der sinoatriale Block und der „wandernde Schrittmacher“. Sie können physiologisch während der Atmungszyklen auftreten (NAP *et al.*, 1992). Sinusbradykardie wird durch Stimulation des Vagus ausgelöst. Pathogene Faktoren können Elektrolytimbalancen, Vitaminmangel, Toxine und Hypothermie sein. Auch Umfangsvermehrungen können durch Druck auf den *N. vagus* zu einer Sinusbradykardie führen. Zu den Vorhofarrhythmien gehören Sinustachykardie, Extrasystolen der Vorhöfe, Vorhofflimmern und -flattern. Sie treten gewöhnlich aufgrund von Klappeninsuffizienz bei dilatierten Vorhöfen auf (LUMEIJ, 1994). Die erhöhte Stressempfindlichkeit der Vögel (KORBEL, 1994) ist häufig die Ursache einer Sinustachykardie, äußere Stressoren (z. B. der Mensch) und Schmerzen werden als Auslöser beschrieben (LUMEIJ (1994), RÜTHER (1998)). Ventrikuläre Extrasystolen (VES) können, zusätzlich zu den bereits genannten Ursachen einer Sinusbradykardie, auch infolge von Virusinfektionen oder Vergiftungen auftreten. Kammer-Tachykardien, -flimmern und VES werden zudem bei Sauerstoffmangelzuständen und unter Halothannarkose festgestellt (LUMEIJ, 1994). Wie bereits beschrieben (s. Kapitel 2.6.1.2, S. 34 ff.), können bei verschiedenen Spezies isofluraninduzierte Arrhythmien auftreten. Arrhythmien des AV-Knotens lassen sich je nach Schwere in verschiedene Grade einteilen (LUMEIJ, 1994). Ein AV-Block 1. Grades kann nach Einsatz verschiedener Anästhetika auftreten, während der AV-Block 2. Grades auch bei ansonsten klinisch unauffälligen Vögeln (Papageien, Tauben) beobachtet wird (NAP *et al.* (1992), RÜTHER (1998)). Beim AV-Block 3. Grades erreicht schließlich kein Impuls mehr die Ventrikel, sodass Kammern und Vorhöfe getrennt voneinander kontrahieren. Der Ersatzrhythmus der Ventrikel ist dabei langsamer als die Depolarisation der Atria (LUMEIJ, 1994).

Trotz des gewonnenen Wissens um die pathologischen Vorgänge erschweren verschiedene Faktoren die Diagnostik von Herz- und Gefäßerkrankungen. Die auftretenden klinischen Symptome sind oft unspezifisch und können zudem von denen vorhandener Begleiterkrankungen überdeckt sein. Die unterschiedliche Größe der Vögel und ihre hohen Herzfrequenzen begrenzen den Einsatz der diagnostischen Methoden (PEES *et al.*, 2006). Zum Beispiel ist die Auskultation

und Palpation des Pulses nur begrenzt möglich, und so sollte zur Beurteilung des kardiovaskulären Systems verstärkt auf EKG, Röntgen und Ultraschall zurückgegriffen werden (PEES *et al.*, 2009).

Bei der Untersuchung ist auf die Erhebung einer ausführlichen Anamnese zu achten, besondere Bedeutung kommt der Spezies, dem Alter, der Zusammensetzung des Futters und dem Beschäftigungsgrad zu (WELLE *et al.*, 2011). Zeigen erkrankte Vögel Anzeichen von Dyspnoe, Schwäche und Lethargie, Husten, Synkopen sowie Aszites, sollte an das Vorliegen einer primären Herzerkrankung gedacht werden (LUMEIJ, 1994). Die Untersuchung des kardiovaskulären Organsystems beginnt mit der Beobachtung des Vogels im Käfig. Nach dem Herausfangen werden, sofern möglich, Hydratations- und Durchblutungsstatus erfasst (Füllungszeit peripherer Venen, Palpation des Pulses). Die Auskultation von Herz und Lunge folgt, anschließend wird das Coelom auf Anzeichen von Aszites oder Organomegalie hin untersucht. Blutbild, Serumprofil, Röntgenaufnahmen, EKG und Ultraschall vervollständigen den Untersuchungsgang. Zusätzlich können mittels Doppler Flowmeter die periphere Durchblutung geprüft, Arrhythmien erfasst und der Blutdruck gemessen werden. (STRUNK *et al.* (2003), WELLE *et al.* (2011)).

Bei den Kleintieren umfassen die Zielorgane für Schädigungen durch Bluthochdruck die Nieren, die Augen, das ZNS und das Herz (BROWN *et al.* (2007), CHETBOUL *et al.* (2010), KRAFT *et al.* (2007)).

2.6.2. Vergleich der verwendeten Messgeräte

Bisher sind nur wenige Studien zur Anwendung indirekter Blutdruckmessmethoden bei Vögeln veröffentlicht worden. Nach Kenntnisstand der Autorin ist die Bestimmung des Blutdrucks bei Psittaziden mittels HDO Monitor noch nicht evaluiert worden.

Für LICHTENBERGER (2005) ist der Parks Doppler-Flussmesser die Methode der Wahl zur Blutdruckmessung bei Vögeln, die mehr als 70 g wiegen. Die Manschette kann an Humerus oder Femur angebracht werden, wobei die Messung bei kleinen Vögeln (< 300 g) am Humerus genauer ist. Die Breite sollte jeweils ca. 40 % des Gliedmaßenumfangs betragen. Als Referenzbereich für den systolischen Blutdruck der in ihrer Klinik untersuchten Psittaziden gibt die Autorin 90 bis 180 mmHg an. Mit oszillometrischen Geräten kann ihrer Meinung

nach der Blutdruck beim Vogel nicht bestimmt werden. Die Autorin macht keine Angaben zu verwendeten Messgeräten oder durchgeführten Versuchsreihen.

ACIERNO *et al.* (2008) vergleichen die Messergebnisse von Doppler (Model 811-B, Fa. Parks Medical, Spokane, Wash., USA) und Cardell Monitor (Fa. Sharn Veterinary, Tampa, FL, USA) mit denen der direkten Blutdruckmessung. Die Ergebnisse des Doppler-Flussmessers weichen deutlich von denen der direkten Methode ab, unabhängig davon, ob die Messung am Humerus oder Tibiotarsus durchgeführt wird. Am Ständer beträgt der Bias (Abweichung des Messwertes vom tatsächlichen Wert) 14 mmHg, die 95 % - Streubereiche umfassen Werte von -14 bis + 42 mmHg, an der Schwinge liegen die Werte noch deutlicher auseinander: Bias = 24 mmHg, Streubereiche: -37 bis + 85 mmHg. Während der gesamten Studie ist es nicht möglich, den Blutdruck mit dem Cardell Monitor zu bestimmen.

Auch ZEHNDER *et al.* (2009) und JOHNSTON *et al.* (2011) beobachten eine sehr große Variabilität der Doppler-Messwerte innerhalb der Tiere und zwischen den Individuen. Dabei unterschätzen die Messungen des Dopplers (Model 811-BTS; Parks Medical Electronics, Aloha, OR, USA) den systolischen Blutdruck fortlaufend und zeigen eine gute Übereinstimmung mit dem MAP der direkten Messmethode (ZEHNDER *et al.*, 2009).

ZEHNDER *et al.* (2009) berichten ebenfalls von Schwierigkeiten bei der oszillometrischen Messung mit dem Cardell Monitor: 54 % der Messversuche ergeben keine validen Ergebnisse, vereinzelt erhalten die Forscher nur ein Ergebnis bei drei möglichen. Die Fehlerquote ist bei Messungen am Flügel höher als am Ständer (nicht signifikant), wobei die Fehlermeldungen mit steigendem Blutdruck zunehmen und im hypertensiven Bereich mit 74 % deutlich höher sind als bei hypotensiven Blutdrucken (25 %).

3. MATERIAL UND METHODEN

3.1. Ziel

In dieser Studie soll die Verwendung eines oszillometrisch messenden Gerätes (Vet HDO Monitor Memodiagnostic Pro) zur indirekten Blutdruckmessung bei Papageienvögeln evaluiert werden. Als vergleichende Messmethode dient ein Doppler-Flussmesser. Zunächst werden die Qualität der Messwerte, die Fehleranfälligkeit und die Untersuchungsdauer sowie der Umgang mit beiden Messgeräten während der Blutdruckmessungen zur Beurteilung der Anwendbarkeit herangezogen. Anhand von Mehrfachmessungen sollen die Wiederholbarkeit der Messwerte beider Geräte vergleichend betrachtet und schließlich die Übereinstimmung der Messwerte von Doppler-Flussmesser und HDO Monitor überprüft werden. Darüber hinaus wird die Beeinflussung des Blutdrucks durch Geschlecht oder Körpergewicht der Vögel untersucht. Schließlich werden die erhaltenen Messwerte angegeben.

3.2. Material

3.2.1. Herkunft und Signalement der Probanden

Alle untersuchten Vögel gehören zur Ordnung der *Psittaciformes* (Papageienvögel) und stammten aus dem Papageienzuchtzentrum der Loro Parque Fundación (Puerto de la Cruz, Teneriffa, Spanien).

Nach ROWLEY (1997) und FORSHAW (2006) wurden die untersuchten Vögel den Familien *Cacatuidae* und *Psittacidae* zugeordnet. Die Blutdruckmessungen wurden bei 90 Tieren aus vier Unterfamilien (*Cacatuinae*, *Loriinae*, *Nestorinae*, *Psittacinae*), 27 Gattungen und 49 Spezies durchgeführt (s. Abbildung 3-1, S. 42).

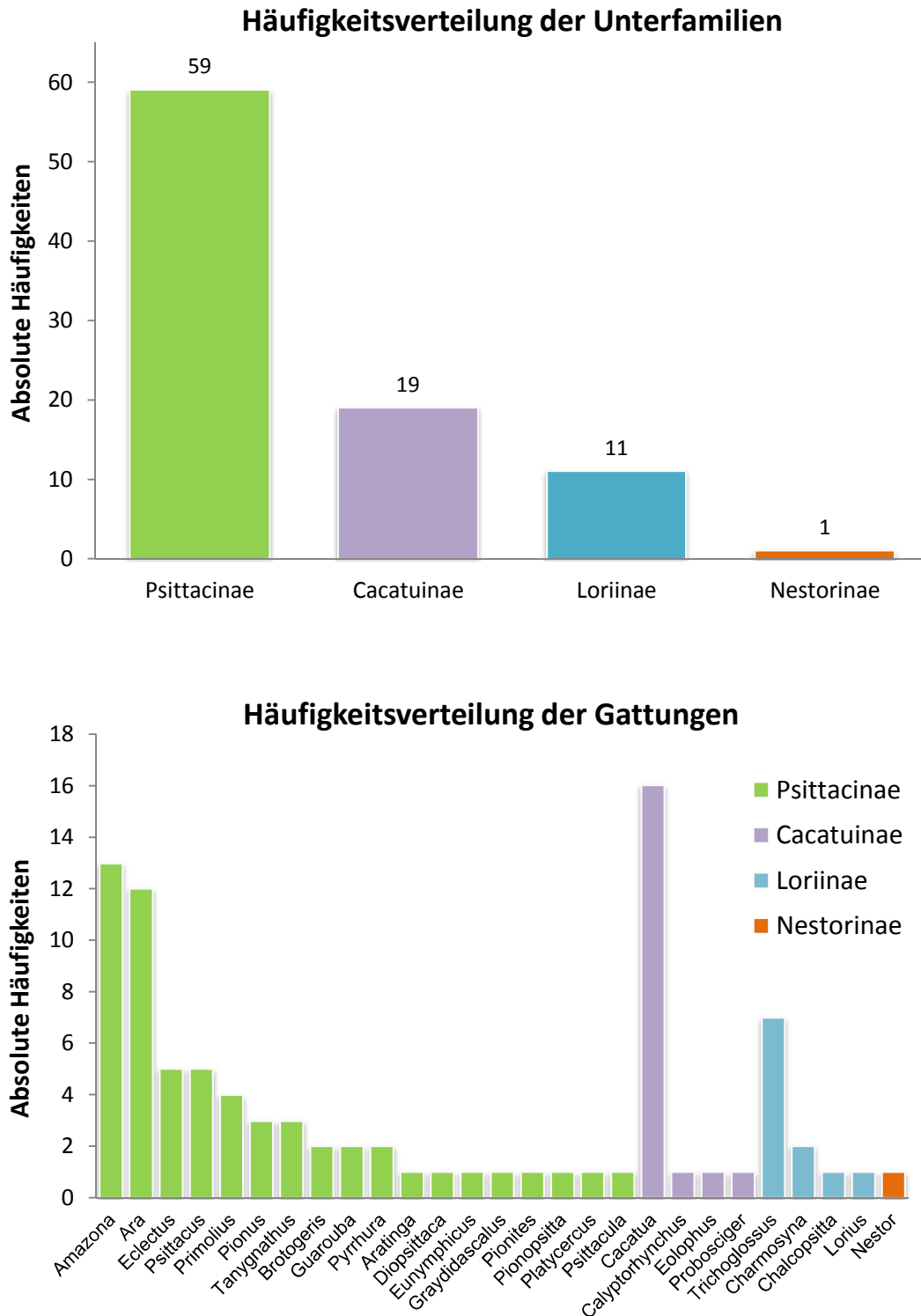


Abbildung 3-1: Angabe der absoluten Häufigkeiten der Unterfamilien und Gattungen aller untersuchten Vögel

Es wurden 50 männliche und 39 weibliche Papageien untersucht, bei einem Vogel war das Geschlecht nicht bekannt. Eine Übersicht der Papageienarten mit Angaben zu Anzahl der Individuen pro Gattung sowie dem Geschlecht und mittleren Alter der Vögel findet sich im Anhang (Tabelle 12-2, S. 221 ff.).

Alter

Das Alter der Papageien reichte von wenigen Monaten bis 27 Jahre, wobei die meisten Probanden ($n = 70$; 77,8 %) das erste Lebensjahr noch nicht vollendet hatten. Diese Tiere waren zwischen zwei und elf Monaten alt. Das mittlere Alter aller untersuchten Vögel betrug 33 Monate und acht Tage. Von einem Vogel (*A. barbadensis*, adult, ID 31) war nur das Zugangsdatum bekannt. Das Schlupfdatum des untersuchten Keas (*N. notabilis*, adult, ID 64), einer Gelbwangenamazone (*A. autumnalis*, adult, ID 63) und eines Edelpapageis (*E. roratus polychloros*, juvenil, ID 14) konnte nicht ermittelt werden. Letzterer war im Jahr 2011 geschlüpft.

Häufigkeitsverteilung des Alters aller Papageien

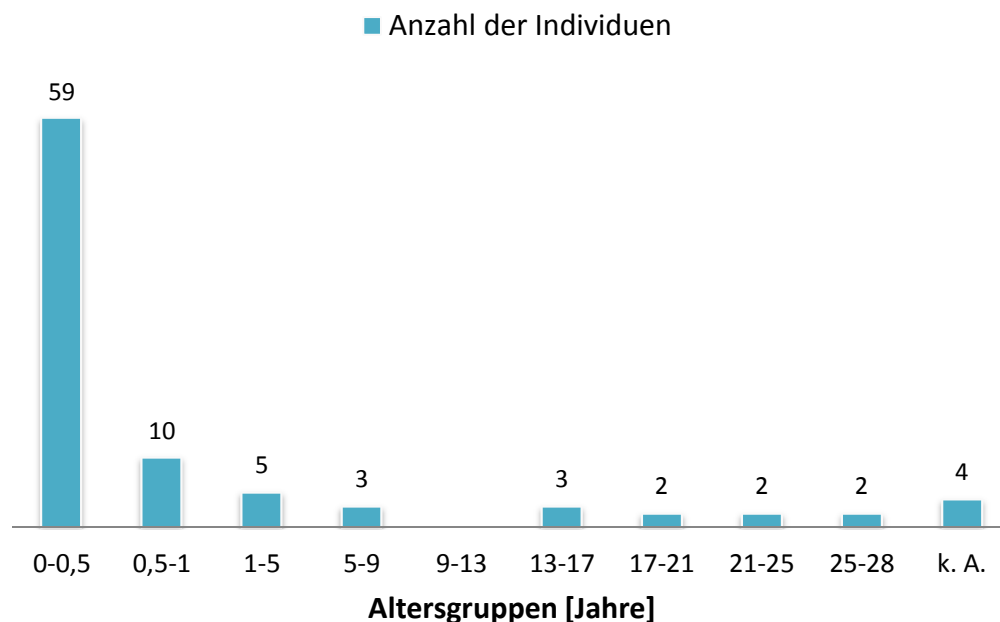


Abbildung 3-2: Übersicht der Altersverteilung

($n_{\text{Ges}} = 90$; k. A. = keine Angaben)

Häufigkeitsverteilung Papageien < 1 Jahr

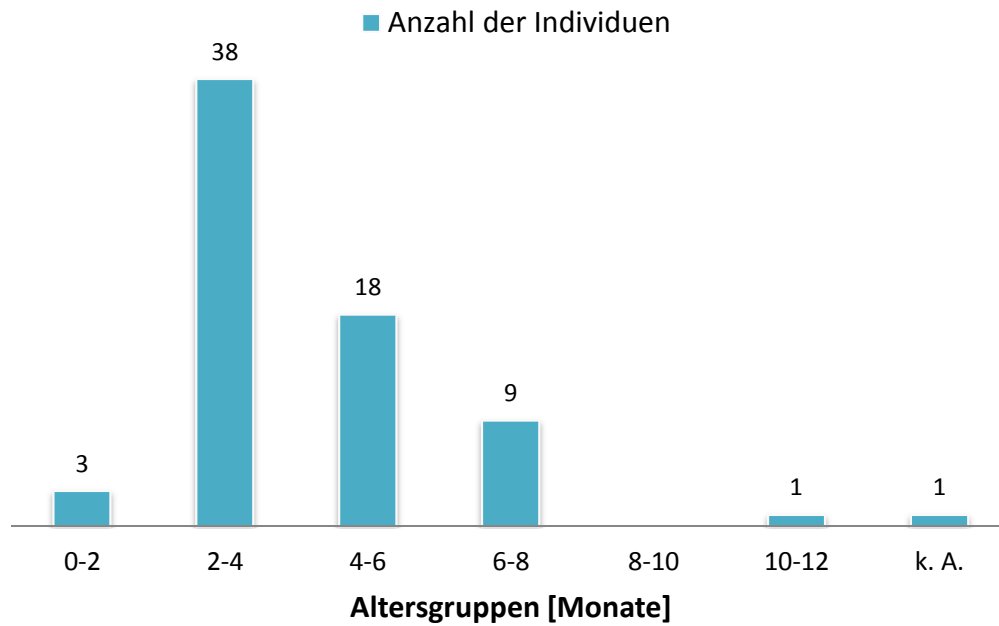


Abbildung 3-3: Übersicht der Altersverteilung der jüngsten Vögel

($n_{\text{Ges}} = 70$)

Körpergewicht

Um die Handhabung der Manschetten umfassend beurteilen zu können, wurden ein großes Artenspektrum erfasst und eine breite Verteilung der Körpergewichte angestrebt. Zudem sollte die Auswertung der Messergebnisse über einen möglichst großen Blutdruck- und Pulsbereich erfolgen. Der leichteste Vogel in der Versuchsreihe wog nur 56 g (*Brotogeris cyanopectera*, ID 18), der schwerste hingegen 1034 g (*Ara chloroptera*, ID 38). Das mittlere Gewicht lag bei 366,1 g ($x_{\text{MED}} = 279$ g). Über die Hälfte der Vögel ($n = 49$; 54,4 %) wogen zwischen 100 und 400 g.

Gewichtsverteilung der Tiere

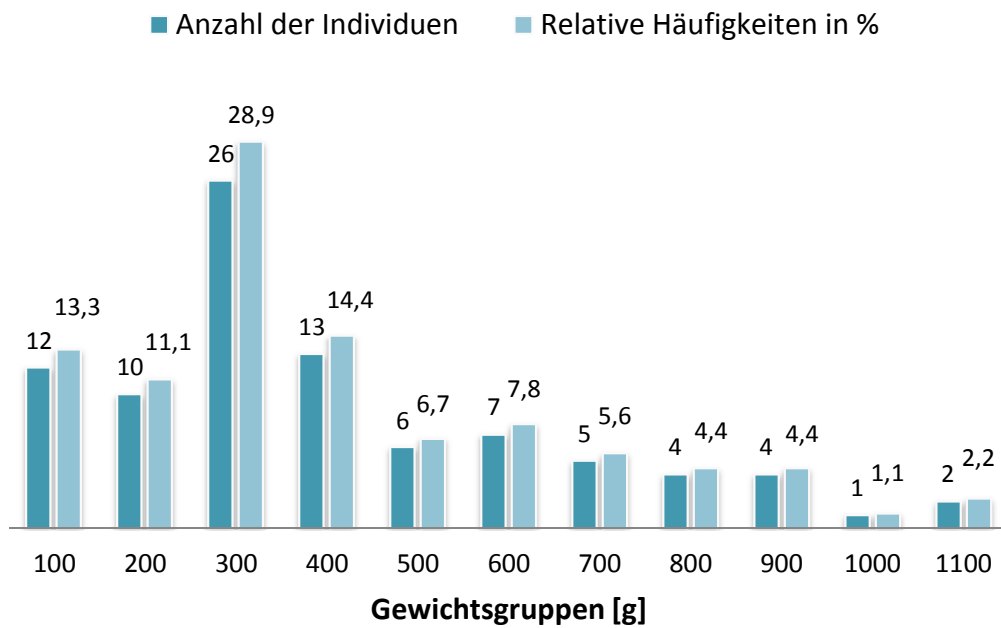


Abbildung 3-4: Verteilung der Körpergewichte der untersuchten Tiere

($n_{\text{Ges}} = 90$)

Umfang des Tibiotarsus

Zu Beginn jeder Messreihe wurde der Umfang beider Tibiotarsi bestimmt und anschließend der Mittelwert (\bar{x}_{TU}) errechnet. Der kleinste Umfang (1,95 cm) wurde bei einem Weißohrsittich (*Pyrrhura leucotis*, ID 61) gemessen, den größten (6,75 cm) besaß eine Guatemala-Amazone (*Amazona f. guatemalae*, ID 33). Im Mittel umfassten die Tibiotarsi 4,1 cm.

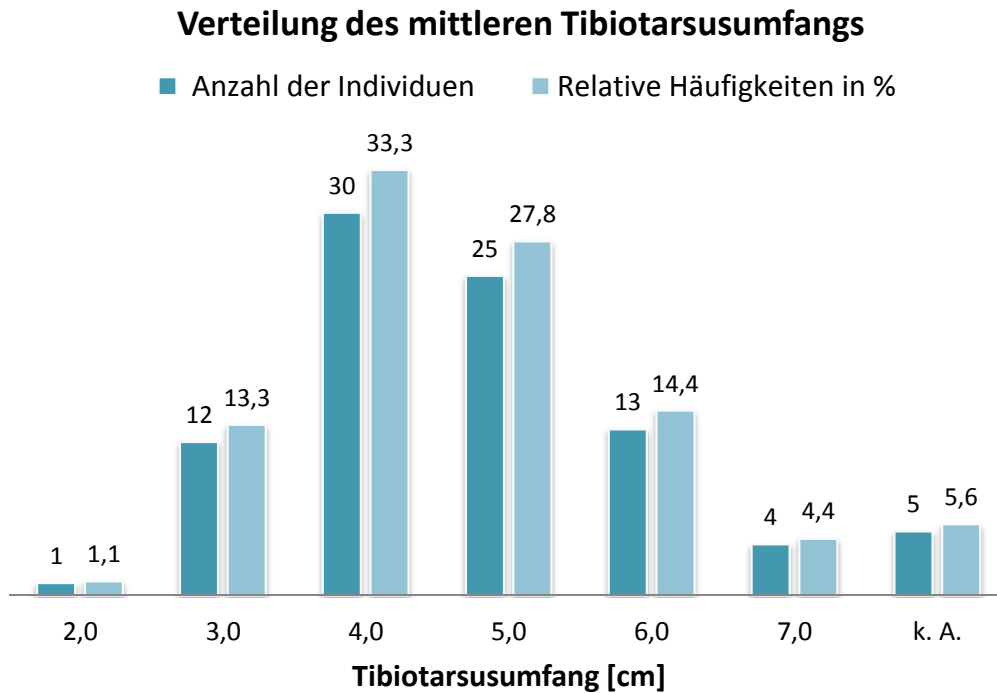


Abbildung 3-5: Übersicht zur Verteilung des mittleren Umfangs der Tibiotarsi

(n_{Ges} = 90)

3.2.1.1. Zusammensetzung des Patientenguts

Nur wenige Probanden dieser Studie waren Patienten der Tierklinik, bei einem Großteil der untersuchten Papageien (n = 69; 76,7 %) handelte es sich um Jungvögel des Jahres 2011. 67 dieser Tiere hatten einige Wochen zuvor die Selbstständigkeit erreicht und wurden zur endoskopischen Geschlechtsbestimmung mit anschließender Kennzeichnung und ggf. Applikation eines Transponders in die Klinik gebracht.

Bei einigen Papageien dieser Studie (n = 11; 12,2 %) waren therapeutische oder diagnostische Maßnahmen vorgesehen, welche eine Allgemeinanästhesie erforderlich machten. So mussten drei Hellroten Aras (*Ara macao*) und einem Blaulatzara (*Ara glaucogularis*) einzelne Federn gezogen werden, bei vier Vögeln erfolgten Wund- und Verbandsbehandlungen in Narkose. Einer Gelbwangenamazone (*Amazona autumnalis*) musste ein Zehenglied amputiert werden. Zwei adulte Papageien erhielten einen Transponder, da der Fußring nicht entziffert, bzw. der bereits vorhandene Transponder nicht mehr abgelesen werden konnte.

Zudem wurden auch Vögel aus den Volieren des Tierparks zur weiteren Untersuchung in die Klinik gebracht, deren reduziertes Allgemeinbefinden während der Bestandsuntersuchung aufgefallen war ($n = 12$; 13,3 %). Die eingeleiteten diagnostischen Maßnahmen umfassten je nach Vorbericht Röntgen und Blutentnahme, Hautbiopsien oder Endoskopien der Leibeshöhle. Alle diagnostischen oder therapeutischen Maßnahmen fanden im Anschluss an die Blutdruckmessungen statt.

Eine strenge Indikationsstellung war für jede durchgeführte Allgemeinanästhesie Voraussetzung. Keiner der Papageien wurde allein für die Blutdruckmessungen anästhesiert. Die Entscheidung für die diagnostische bzw. therapeutische Vorgehensweise oblag den Tierärzten der Tierklinik des Loro Parque. Eine tierversuchsrechtliche Anzeige der Blutdruckmessungen bei den spanischen Behörden war nicht notwendig (s. Abbildung 12-2, S. 236).

3.2.1.2. Beurteilung des Gesundheitsstatus der Vögel

Bei jedem der in die Tierklinik gebrachten Papageien wurde eine Allgemeinuntersuchung durchgeführt. Noch bevor der Vogel aus dem Käfig gefangen wurde, beurteilten die Tierärzte adspektorisch dessen Allgemeinbefinden, Körperhaltung, Verhalten und Gefiederzustand. Nach Herausfangen des Tieres wurde die klinische Untersuchung fortgesetzt. Dazu gehörte die Beurteilung der Nares und der Schleimhäute. Die Schnabelhöhle mit der Choanenspalte wurde ebenfalls untersucht. Der Ernährungszustand wurde durch Abtasten des Brustbeins und der Brustmuskulatur festgestellt und das Abdomen palpiert. Dies galt ebenso für die stationären Patienten der Tierklinik, deren gesundheitlicher Zustand im Rahmen der täglichen medizinischen Versorgung und zusätzlich vor jedem operativen Eingriff erfasst wurde.

Die juvenilen Papageien dieser Studie kamen entweder aus der Aufzuchtstation (Baby Station) des Loro Parque oder aus den Volieren des Zuchtzentrums. Zur täglichen Routine in der Baby Station gehört die Kontrolle der Jungtiere durch die Tierärzte. Jedes Jungtier wird allgemein untersucht, das Gewicht und die Futteraufnahme kontrolliert. Auch der Gesundheitsstatus der im Zuchtzentrum heranwachsenden Jungvögel wird stets genau überwacht.

3.2.2. Verwendete Geräte

Die Blutdruckmessungen erfolgten mithilfe eines doppler-sonographisch und eines oszillometrisch messenden Gerätes. Die technischen Daten der Geräte wurden den jeweiligen Bedienungsanleitungen der Hersteller entnommen.

3.2.2.1. Ultrasonic Doppler Flow Detector

Zur Bestimmung des systolischen Blutdrucks mithilfe des Doppler Flow Detectors wurde das Modell „811-B“ der Firma Parks Medical Electronics (Parks Medical Electronics Inc., Aloha, Oregon, USA), mit dazugehöriger Messsonde vom Typ „infant flat probe“, verwendet. Dieser Flussmesser arbeitet nach dem Doppler-Prinzip (s. Kapitel 2.4.2.2, S. 20).

Bei diesem Gerät, im Folgenden als „Doppler-Flussmesser“ oder „Doppler“ bezeichnet, bilden mehrere Komponenten eine funktionelle Einheit. Die Detektion des Blutflusses erfolgt mit dem Blutdruckmonitor (Abbildung 3-6 (a), S. 49) und der zugehörigen Messsonde, welche den piezoelektrischen Kristall enthält (Abbildung 3-6 (b), S. 49). Durch Betätigung des Ventils am Sphygmomanometer kann der Druck in der angeschlossenen Manschette langsam abgelassen und der Blutdruck beim wieder einsetzenden Blutfluss vom Manometer (Abbildung 3-7, S. 50) abgelesen werden.

Bei dem Sphygmomanometer handelt es sich um das Aneroid-Manometer „precisa® N“ der Firma Riester (Rudolf Riester GmbH, Jungingen, Deutschland). Die Manschette ist ein Fabrikat der Firma Hokanson (D.E. Hokanson, Inc, Washington, USA). Sie besteht aus Latex und misst 3,3 x 12,0 cm („Digit Cuff, PC3.3™“). Sie wurde entsprechend den Maßen der HDO-Manschette gewählt, um vergleichbare Messbedingungen zu schaffen.



Abbildung 3-6: Ultrasonic Doppler Flow Detector (a) und Messsonde (b)

Technische Daten

Der Betrieb des Gerätes erfolgt mittels einer integrierten Batterie (12 V; 1,2 Ah), welche über ein Ladegerät (16 V; 250 mA) aufgeladen werden muss. Während des Ladens ist kein Betrieb des Dopplers möglich. Die Frequenz der Sonde beträgt 8,2 MHz.

Das Aneroid – Sphygmomanometer besitzt einen Latexball zum Aufpumpen der Manschette und ein manuell zu bedienendes Luftablassventil. Die Membranen sind bis zu 600 mmHg belastbar. Die lineare Skala (0 – 300 mmHg) hat eine maximale Fehlertoleranz von ± 3 mmHg.



Abbildung 3-7: Sphygmomanometer und Manschette des Doppler-Flussmessers

Handhabung

Die Batterie des Gerätes wurde bei Bedarf über Nacht aufgeladen. Während der Messungen wurden mit der linken Hand die Sonde und der Ständer des Vogels fixiert. Die rechte Hand hielt das Sphygmomanometer, wobei mit Daumen und Zeigefinger das Ventil betätigt wurde. Die Einstellung der Lautstärke des Signals erfolgte über einen Regler am Lautsprecher des Gerätes.

3.2.2.2. High Definition Oscillometry Monitor Memodiagnostic Pro

Bei dem oszillometrisch messenden Gerät handelte es sich um den „Vet HDO Monitor Memodiagnostic Pro“ der Firma S + B medVET (S + B medVET GmbH, Babenhausen, Deutschland).

Technische Daten

Die Stromversorgung des Gerätes wird wahlweise über ein Netzteil (230 V, 50 Hz) oder Batterien gewährleistet (4x AALR6 1,5 V). Ein USB-Kabel ermöglicht den Transfer der Messdaten auf einen PC und die Visualisierung der Messungen in Echtzeit. Der interne Speicher des HDO Monitors kann bis zu 60 Datensätze erfassen. Das Display des Gerätes zeigt nach einer Blutdruckmessung den systolischen, diastolischen und mittleren arteriellen Druck sowie die Pulsfrequenz an. Auch Fehlermeldungen, Ladezustand und gespeicherte Messwerte werden dargestellt. Kurzwahltasten neben dem Display ermöglichen den schnellen Zugriff auf das Funktionsmenü. Dort können unter „FP“ die gewünschten Messparameter

(P1 - 4, s. Abbildung 3-10, S. 54) gewählt werden. Der HDO Monitor verfügt auch über eine Loop-Funktion. Nach deren Aktivierung werden die Messungen in vom Anwender festgelegten Intervallen (1 bis 9 Minuten) automatisch durchgeführt. Fehlerhafte Messungen werden mit „E“ (Error) und den Ziffern 1 bis 7 abgekürzt:

E1: Abbruch der Messung durch Anwender

E2: Zu viele Artefakte

E3: Die Signalamplitude ist zu klein und der Gain wird automatisch erhöht

E4: Die Ablassrate ist zu klein

E5: Keine Angaben des Herstellers

E6: Die Manschette ist zu locker angelegt, ungenügender Druckaufbau

E7: Keine Angaben des Herstellers

Der 32-Bit-Prozessor des Gerätes ermöglicht die Programmierung des Ablassventils und gewährleistet somit eine lineare Ablassrate über einen Bereich von 0 - 300 mmHg. Die Ablassgeschwindigkeit ist vom Anwender frei wählbar (3 - 18 mmHg pro Sekunde). Der HDO Monitor erlaubt die Messung von Pulsfrequenzen mit bis zu 400 Schlägen pro Minute. Mithilfe der „Gain“-Funktion kann die Amplitude sehr schwacher Signale verstärkt werden (ERHARDT *et al.*, 2007).

Die zugehörige Software („MDS Analyse Software 2.0.3.0“, Fa. S + B medVet) gestattet die Verwaltung der Messdaten und zeigt die jeweils stattfindende Blutdruckmessung an. Ist eine Messung abgeschlossen, können die Ergebnisse anhand der abgebildeten Druckkurve manuell überprüft werden. Hierzu wird das Fadenkreuz (hellblau, s. Abbildung 3-9, S. 53) über die Druckkurve (rot) bewegt und die angezeigten Messwerte mit den Blutdrucken der dazugehörigen Kurvenabschnitte verglichen. Der Punkt des steilsten Anstiegs markiert den SYS, die maximale Amplitudenhöhe den MAP und der DIA kann am Punkt des maximalen Gefälles abgelesen werden (s. Abbildung 2-1, S. 23).

Die verwendete Manschette ist das kleinste Model im Angebot des Herstellers und misst inklusive Verschluss 14,2 x 3,7 cm. Die Luftkammer selbst ist 11,0 cm lang und 3,0 cm breit.

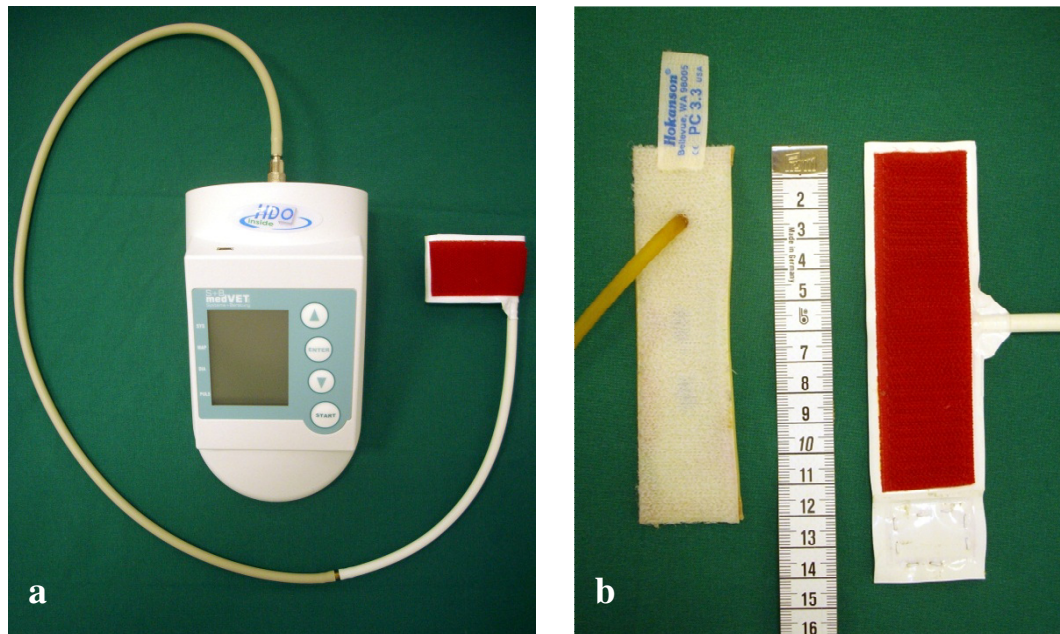


Abbildung 3-8: HDO Monitor mit angeschlossener Manschette (a), die verwendeten Manschetten im Vergleich (b)

Handhabung

Zu Beginn der Untersuchungen wurden die Manschette und das Netzteil an den HDO Monitor angeschlossen und die Verbindung zu einem PC (Laptop „Inspiron“, Fa. DELL, Frankfurt a. Main, Deutschland) per USB-Kabel hergestellt. Die zugehörige Software wurde aufgerufen und die Art und Ringnummer des zu untersuchenden Tieres eingetragen (s. Abbildung 3-9, S. 53 oben, blaues Oval). War das Gerät eingeschaltet, zeigte die Software die bestehende Verbindung von PC und HDO Monitor an (s. Abbildung 3-9 unten, rotes Oval). Nach einer Blutdruckmessung wurden die Ergebnisse sowie die gewählten Messparameter dargestellt (s. Abbildung 3-10, S. 54, Pfeil). Diese wurden nach der ersten Messung stets automatisch an Blutdruck, Signalstärke und Pulsfrequenz angepasst. Eine manuelle Einstellung durch den Untersucher fand nicht statt.

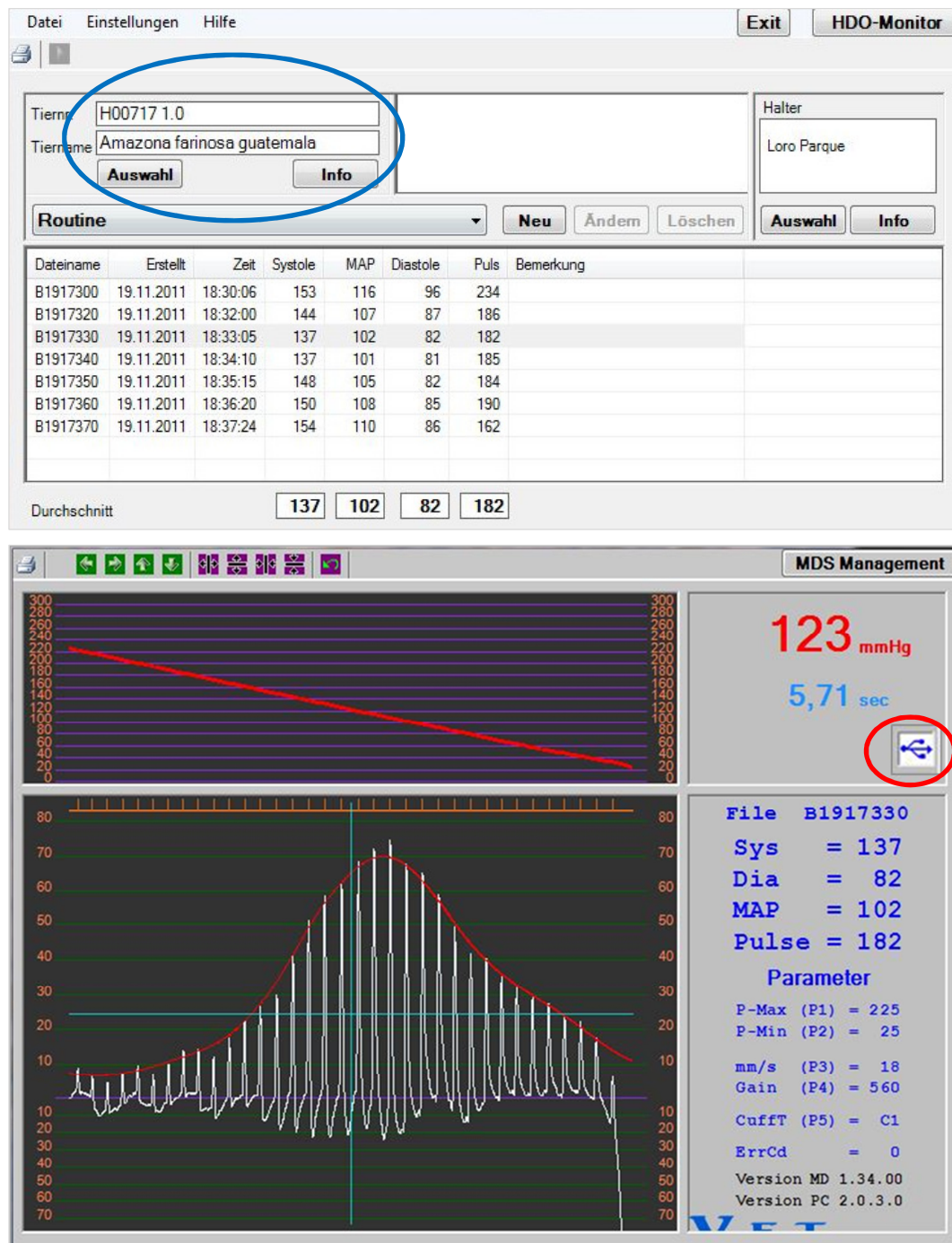
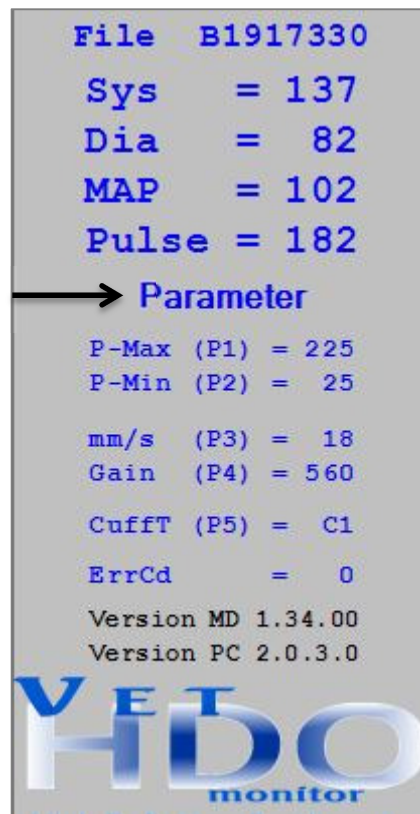


Abbildung 3-9: Anzeige der MDS Analyse Software nach einer Blutdruckmessung

(Oben: Angaben zur Identität des Tieres (blaues Oval); unten: Druckkurve, Anzeige der Messwerte und Parameter)



P1: Maximaler Aufpumpdruck der Manschette (mmHg)

P2: Minimaler Ablassdruck (mmHg)

P3: Ablassgeschwindigkeit (mm/s)

P4: Gesamtverstärkung (Gain)

P5: Gewählte Manschette

ErrCd: Anzeige fehlerhafter Messungen

Abbildung 3-10: Beispielhafte Auflistung der Messergebnisse inkl. der verwendeten Parameter für die in Abbildung 3-9 dargestellte Blutdruckmessung

3.3. Methoden

Die Untersuchungen fanden vom 7. September bis 20. November 2011 im Operationsraum der Tierklinik des Loro Parque auf Teneriffa statt. Die Durchführung der Messungen erfolgte stets durch die Verfasserin (im Folgenden als Untersucher bezeichnet). Es wurde außerdem die Hilfe einer weiteren Person zur Führung des Protokolls und Überwachung der anästhesierten Vögel benötigt.

3.3.1. Versuchsaufbau und Lokalisation der Manschetten

Mit dem Doppler wurde nur der systolische, mit dem HDO Monitor zusätzlich der mittlere und diastolische Blutdruck sowie die Pulsfrequenz bestimmt. Auf die Messung des DIA mittels Doppler-Flussmesser wurde verzichtet, da die Feststellung der Signaländerung schon bei Kleintieren und kleinen Exoten (z.B. *Grüne Meerkatzen* (*Cercopithecus aethiops*)) als schwierig (CHETBOUL *et al.* (2010), JEPSON *et al.* (2005), KRAFT-SCHREYER *et al.* (1985)), bzw. bei Vögeln unmöglich (LICHTENBERGER, 2005) gilt. In den Voruntersuchungen zu dieser Studie konnte die Änderung des Signals ebenfalls häufig nicht sicher

wahrgenommen werden und somit wurde der DIA nicht bestimmt. Alle Papageien waren narkotisiert und befanden sich während der Messungen in Rückenlage (s. Abbildung 3-11). Die Fixierung der Doppler-Sonde ist in Abbildung 3-15 auf S. 59 dargestellt. Um alle Messungen unter den gleichen Bedingungen durchzuführen, wurden die Manschetten, wie von ZEHNDER *et al.* (2009) beschrieben, um den Tibiotarsus gelegt. Abbildung 3-11 zeigt, dass die Manschette des HDO Monitors stets am linken, die Manschette des Dopplers immer am rechten Tibiotarsus saß. Von Vergleichsmessungen am Flügel wurde im Rahmen dieser Studie abgesehen.

Die Blutdruckmessungen wurden bei jedem Tier mit beiden Geräten parallel durchgeführt, wobei die Einzelmessungen entweder alternierend oder simultan gestartet wurden.



Abbildung 3-11: Versuchsaufbau bei einem Rotbugara (*Ara severa*) in Narkose

(ID 21; 348 g; $\bar{x}_{TU} = 4,55$ cm; die Kopfkammer wurde für diese Aufnahme entfernt)

Um die Wiederholbarkeit der Messwerte zu evaluieren, fanden jeweils mehrere Einzelmessungen statt. Jede vollständige Messreihe eines Tieres bestand aus zwei getrennten Runden. Pro Runde sollten drei valide Messwerte erreicht werden, die Zahl der möglichen Messversuche wurde auf fünf begrenzt. Nach Abschluss der ersten Runde fand ein Manschettenwechsel statt, um dessen Einfluss auf die Ergebnisse der Messung zu beurteilen. Hierbei wurde die Manschette abgenommen und nach wenigen Sekunden erneut angelegt. Anschließend wurden die Messungen der zweiten Runde durchgeführt. Somit ergaben sich für jedes Tier und jedes Messgerät zwei Runden, getrennt durch den Manschettenwechsel, mit jeweils maximal fünf Messversuchen. Zwischen den Einzelmessungen wurden Pausen von einer Minute eingehalten, auch bei Verwendung der Loop-Funktion des HDO Monitors.

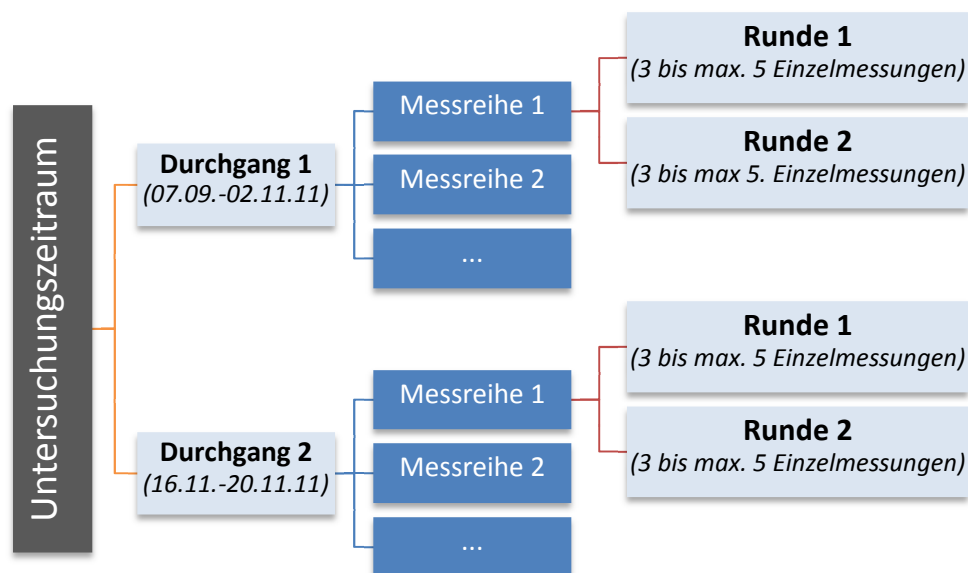


Abbildung 3-12: Graphische Darstellung des Versuchablaufs

3.3.1.1. Vorbereitungen und Narkose

Da die Blutdruckmessungen in Allgemeinanästhesie durchgeführt wurden, erfolgte vor der Narkose bei allen Papageien eine klinische Allgemeinuntersuchung, um das Risiko eines Narkosezwischenfalls zu minimieren. Je nach Spezies und Größe der zu untersuchenden Vögel wurden die Tiere ein bis sechs Stunden vor der Narkose gefastet, um ein Regurgitieren zu vermeiden (ABOU-MADI (2001), LIERZ *et al.* (2012)).

Die Narkoseeinleitung erfolgte über eine Kopfkammer mit 4 % Isofluran in 2 l/min Sauerstoff. Die Vögel wurden, entsprechend der klinikinternen Vorgehensweise, nicht intubiert. Die erwünschte Narkosetiefe (chirurgische Toleranz) war nach ungefähr ein bis zwei Minuten erreicht und wurde mit 1,5 bis 2 % Isofluran erhalten. Das Narkosestadium wurde anhand des von KORBEL (1998) veröffentlichten Reflexschemas überprüft. Um Austreten von Narkosegas aus der Kopfkammer zu verhindern, wurde ein abgeschnittener Latexhandschuh über Kopfkammer und Vogelhals gestülpt und mit einer Klemme verschlossen (s. Abbildung 3-13 (a)).

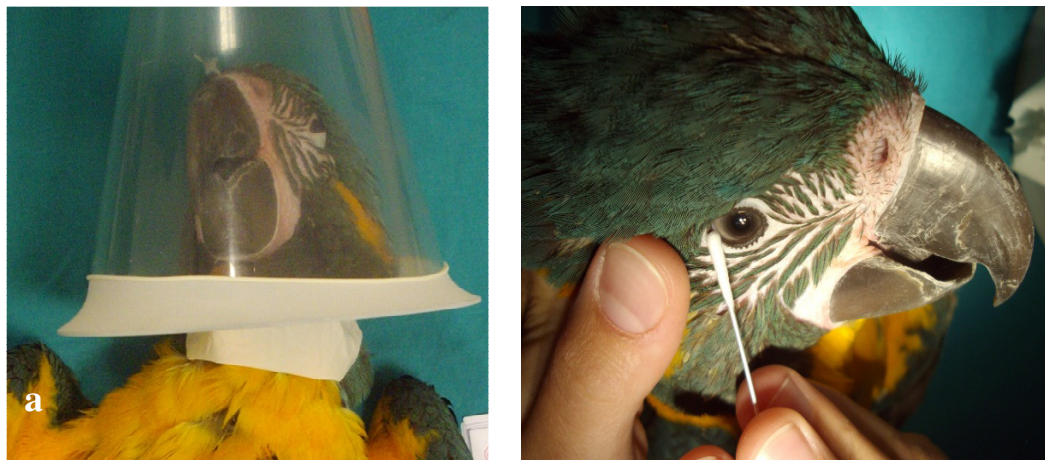


Abbildung 3-13: Blaulatzara (*Ara glaucogularis*) während der Narkoseeinleitung (a), bei Auslösung des Kornealreflexes (b)

(ID 17; 678 g; $\bar{x}_{TU} = 5,15$ cm)

3.3.1.2. Durchführung einer Messreihe

Nach Erreichen des chirurgischen Toleranzstadiums wurde zunächst der Tibiotarsusumfang beider Ständer bestimmt. Anschließend wurden die Manschetten angelegt (s. Abbildung 3-14, S. 58). Der HDO Monitor wurde eingeschaltet, mit dem PC verbunden und die Identität und Spezies des jeweiligen Vogels in die Analysesoftware eingetragen.

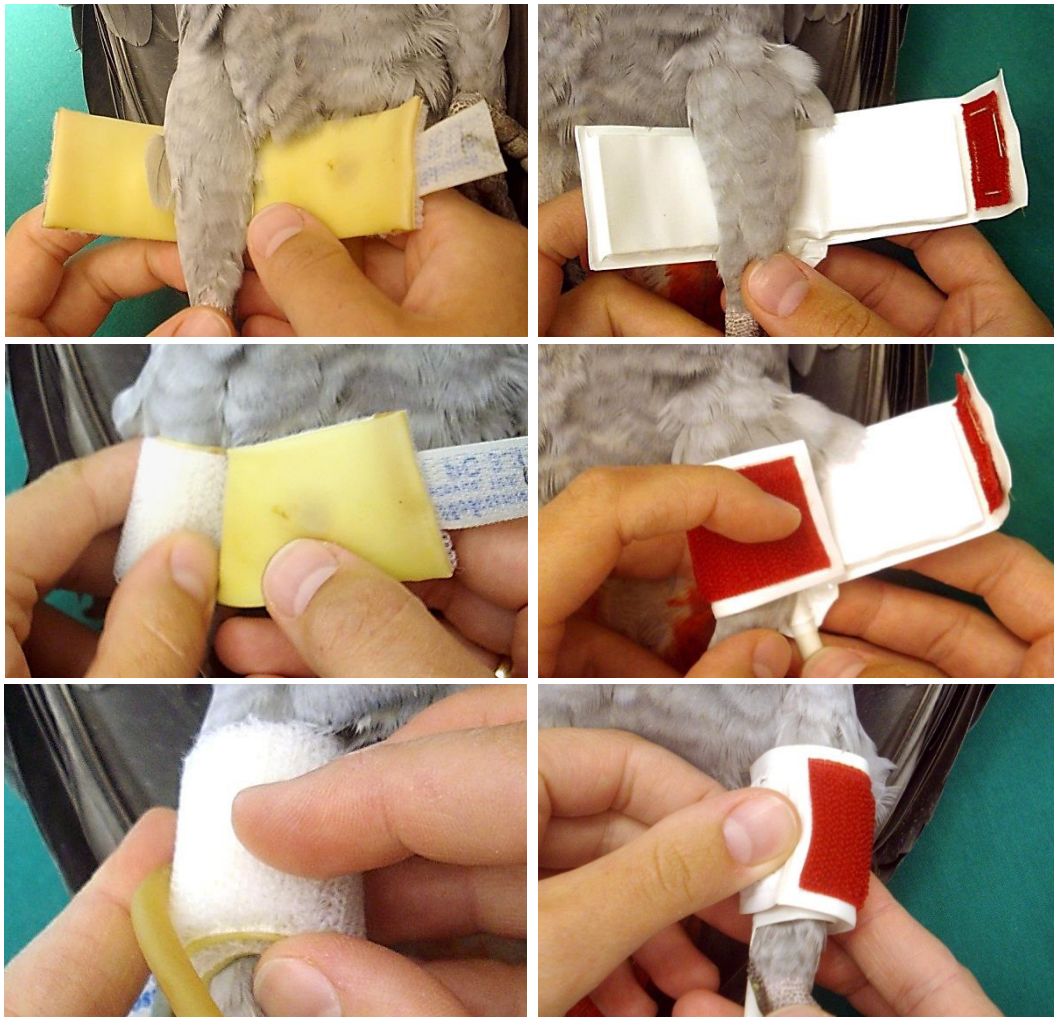


Abbildung 3-14: Anlegen der Doppler- (links) und HDO-Manschette (rechts) bei einem Graupapagei (*Psittacus erithacus*)

(ID 28; 566 g; $\bar{x}_{TU} = 4,95$ cm)

Das Gefieder unterhalb der Doppler-Manschette wurde etwas angefeuchtet und Kontaktgel („Gel ECO US G0064“, Ultrasound Transmission Gel, Fa. Fiab, Italien) auf die Sonde gegeben. Daraufhin wurde die Sonde über der *A. tibialis cranialis* platziert und der Doppler eingeschaltet. Während der Blutdruckmessungen wurden Sonde und Ständer mit der linken Hand fixiert (s. Abbildung 3-15, S. 59).

**Blaulatzara***Ara glaucogularis*, ID 17678 g; \bar{x}_{TU} : 5,15 cm**Gelbschulteramazone***Amazona barbadensis*, ID 31250 g; \bar{x}_{TU} : 4,15 cm

Abbildung 3-15: Fixierung des Ständers und der Messsonde während der doppler-sonographischen Messungen

War der Blutfluss in der Arterie über den Doppler-Monitor deutlich zu hören, wurde die Messung des HDO Monitors durch Drücken der „Start“-Taste ausgelöst. Die korrekte Aufzeichnung der Pulswelle durch den Monitor wurde mit einem Blick auf den Bildschirm des Laptops sichergestellt. Die angegebenen Messwerte für Blutdruck und Pulsfrequenz wurden im Verlauf der Messreihe nicht mehr beachtet, um eine subjektive Beeinflussung der Doppler-Messung auszuschließen. Die Messungen mit HDO Monitor und Doppler wurden anfangs abwechselnd durchgeführt. Mit zunehmender Routine wurde jedoch meist die „Loop“-Funktion des HDO Monitors genutzt, sodass diese Messungen automatisch starteten.

Die Messung mittels Doppler begann mit dem Aufpumpen der Manschette. Der Manschettendruck wurde zügig erhöht, bis kein Pulssignal mehr zu hören war (ca. 40 mmHg über dem systolischen Blutdruck). Dann wurde der Druck langsam und gleichmäßig abgelassen. Der bei wieder einsetzendem Blutfluss auf dem Manometer angezeigte Druck wurde als systolischer Blutdruck notiert. Zeitgleich erfolgte die Bestimmung der Ablassgeschwindigkeit. Die Zeitspanne zwischen

Beginn und Ende des Druckabfalls wurde dabei mittels Stoppuhr bestimmt und im Nachhinein der Quotient aus Druckdifferenz und benötigter Zeit gebildet (s. Kapitel 3.3.2.3. S. 67).

Für den Vergleich der Messmethoden wurden einzelne Messungen einer Messreihe zeitgleich durchgeführt ($n = 40$). In diesen Fällen wurden die Manschetten gleichzeitig aufgepumpt.

Technische Probleme

Aufgrund eines Defektes musste das oszillometrische Messgerät Anfang November 2011 durch einen neuen HDO Monitor desselben Typs ersetzt werden. In der Zwischenzeit (03.11. – 16.11.2011) fanden keine Messungen statt. Daher können im gesamten Untersuchungszeitraum zwei „Durchgänge“ unterschieden werden („D1“, „D2“). Der Erste beinhaltet alle Messungen vom 07.09. bis 02.11.11 ($n = 50$), der Zweite die Messungen vom 16.11. bis 20.11.2011 ($n = 40$).

Während des ersten Durchganges begann sich außerdem ein Teil des Klettverschlusses an der HDO-Manschette zu lösen. Sie wurde bis zu ihrem Austausch (20.10.2011) genutzt, wobei der Verschluss mit Klebeband gewährleistet wurde.

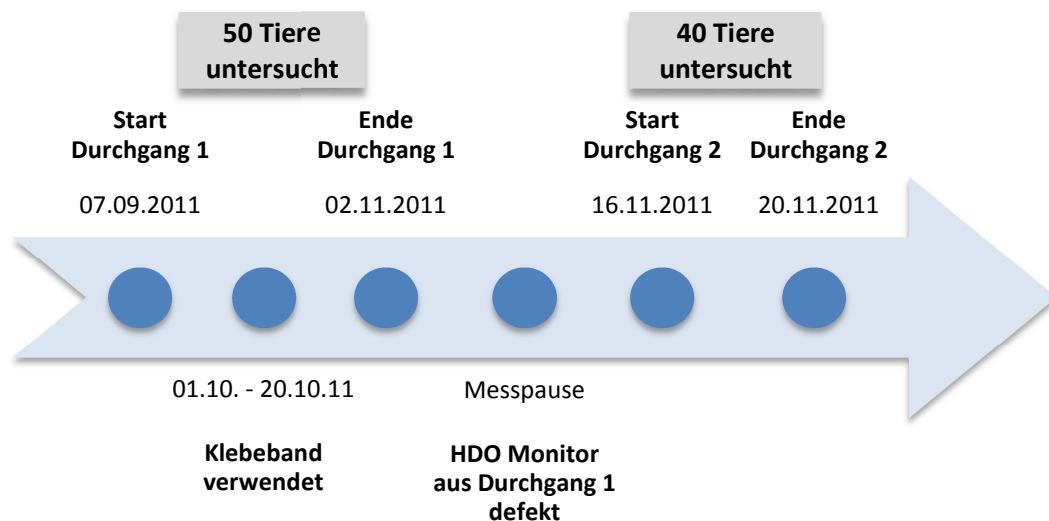


Abbildung 3-16: Übersicht zum zeitlichen Ablauf der Versuchsreihe

3.3.1.3. Erfassung und Protokollierung der Daten

Vor Messbeginn wurden die anamnestischen Daten erfasst. Das Allgemeinbefinden vor der Narkose und der Ernährungszustand des Tieres wurden ebenso protokolliert wie das Gewicht, der Tibiotarsusumfang und der Reflexstatus. Darüber hinaus wurden eventuell erfolgte Prämedikationen und, soweit bekannt, Vorerkrankungen ins Messprotokoll aufgenommen. Während der Messungen notierte eine Hilfsperson die mittels Doppler gemessenen Blutdrucke und bediente die Stoppuhr für die Bestimmung der Ablasszeit. Zusätzlich wurden zeitgleiche Messungen sowie alle Auffälligkeiten, Zwischenfälle und ggf. auftretende Probleme vermerkt.

3.3.1.4. Nachbereitung

Nach Abschluss der Messungen wurden beide Manschetten gelöst und das Kontaktgel mithilfe eines Tuches vom rechten Ständer entfernt. Anschließend wurden die jeweiligen geplanten diagnostischen oder therapeutischen Maßnahmen durchgeführt. Während der Vogel aus der Narkose erwachte, wurde er gewogen und das Messprotokoll kontrolliert.

Für die Auswertung wurden alle Messprotokolle in Word (Microsoft Office 2010, Microsoft Corporation, Redmond, USA) übertragen. Zusätzlich wurden alle mittels Doppler gemessenen Blutdruckwerte sowie die erhobenen anamnestischen Daten für die Beurteilung und Auswertung tabellarisch in Excel (Microsoft Office 2010) zusammengefasst. Mithilfe der Exportfunktion der HDO Analysesoftware konnten die Messdaten des HDO Monitors im CSV-Format direkt in Excel übertragen werden.

3.3.2. Beurteilung der Messwerte

Bevor die Ergebnisse der Blutdruckmessungen in die Auswertung eingingen, wurden sie nach bestimmten Kriterien beurteilt. Dies umfasste die Evaluierung der Einzelmessungen hinsichtlich ihrer Qualität und Dauer sowie die Handhabung beider Geräte.

3.3.2.1. Qualität der Einzelmessungen

Da die Blutdruckmessung mittels Doppler-Flussmesser besonders vom Auffinden und der Qualität des Pulssignals bestimmt ist, erfolgte die Beurteilung der Messungen dementsprechend. Weiterhin gingen während der Messungen

auftretende Fehler in die Evaluierung ein. Die Qualität aller Einzelmessungen wurde in drei Kategorien („gut“, „mittel“, „schlecht“) eingeteilt. War der Blutfluss deutlich zu hören und die Messungen konnten zügig und fehlerfrei durchgeführt werden, galten sie als „gut“. War das Signal von lauten Nebengeräuschen (Rauschen, Pfeifen) umgeben und musste sehr genau „gehört“ werden, waren sie von „mittlerer“ Qualität. Zur Gruppe „schlecht“ gehörten alle Messungen, welche aufgrund von Fehlern oder ungenügender Signalqualität keine, bzw. zweifelhafte Ergebnisse lieferten. Die entsprechenden Blutdruckwerte wurden von der Auswertung ausgeschlossen. Ebenso wurde mit Einzelmessungen verfahren, bei denen kein Signal festgestellt werden konnte. Sie wurden in der Rubrik „Fehlermeldung“ (Fm) zusammengefasst. Diese Gruppe umfasste auch Messungen mit nicht gleichmäßig sinkendem Manschettendruck.

Im Gegensatz zu den Doppler-Messungen kann die Detektion und Auswertung der Arterienwandschwingungen durch den HDO Monitor nicht akustisch beurteilt werden. Hier muss die Evaluation anhand der Form der aufgezeichneten Druckkurven, Linearität der Ablassraten und auftretenden Fehlermeldungen oder Artefakten erfolgen. Die Abbildung 2-1 auf Seite 23 zeigt den gewünschten Verlauf der Druckkurve nach einer Blutdruckmessung bei einem Hund.

Auch in der vorliegenden Studie zeichnete sich eine fehlerfreie Messung durch eine lineare Ablassrate, deutliche Glockenform der Druckkurve sowie fehlende Artefakte aus. Entsprechende Messungen wurden der Kategorie „gut“ zugeordnet. Mussten die Kurven aufgrund von Artefakten oder Fehlermeldungen manuell kontrolliert und die Werte ggf. korrigiert werden, waren sie von „mittlerer“ Qualität. War aufgrund von Artefakten, fehlendem Anstieg der Kurve oder ungleichmäßig sinkendem Manschettendruck keine visuelle Auswertung der Kurve möglich, galt sie als „schlecht“ und wurde von der statistischen Analyse ausgeschlossen. Die nachfolgenden Grafiken (Abbildung 3-17 bis Abbildung 3-19, S. 63 ff.) zeigen Beispiele dieser Einteilungen.

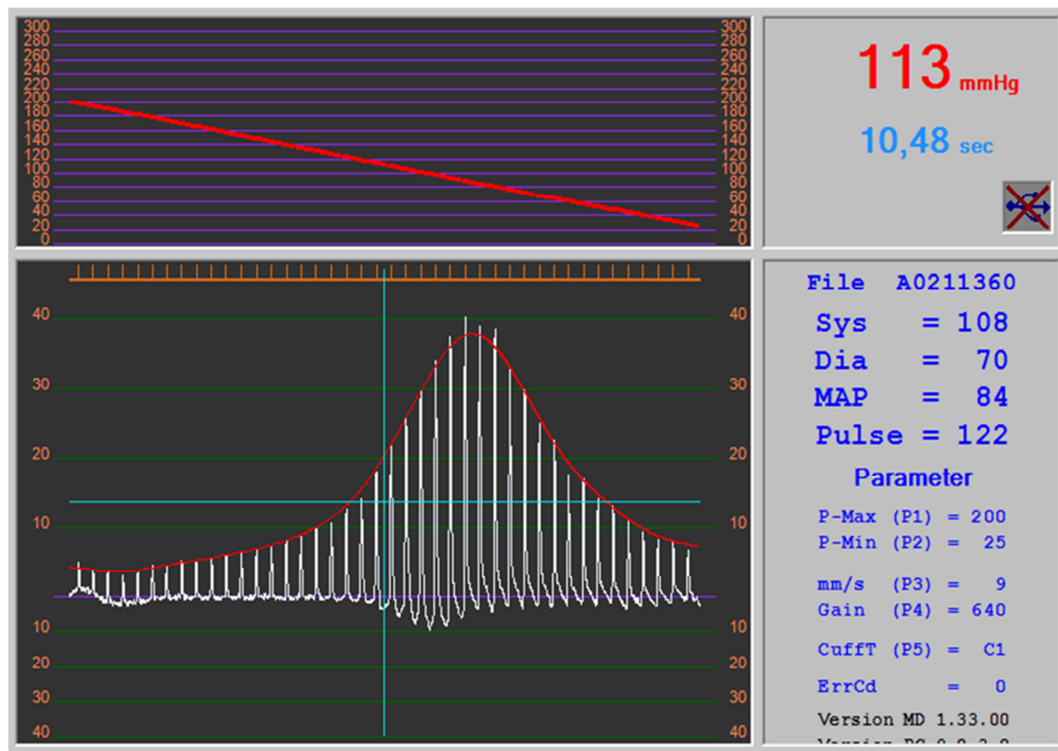


Abbildung 3-17: Beispiel einer mit „gut“ bewerteten Druckkurve eines Edelpapageis (*E. roratus*)

(ID 71, 364 g; \bar{x}_{TU} : 4,45 cm)

Die Abbildung 3-17 zeigt eine gute Aufzeichnung und Verarbeitung des Signals durch das Gerät, die Druckkurve weist die erwünschte Glockenform auf. Im oberen Bereich ist die lineare Ablasskurve zu sehen. Die Ergebnisse können ohne weiteres in die Auswertung aufgenommen werden.

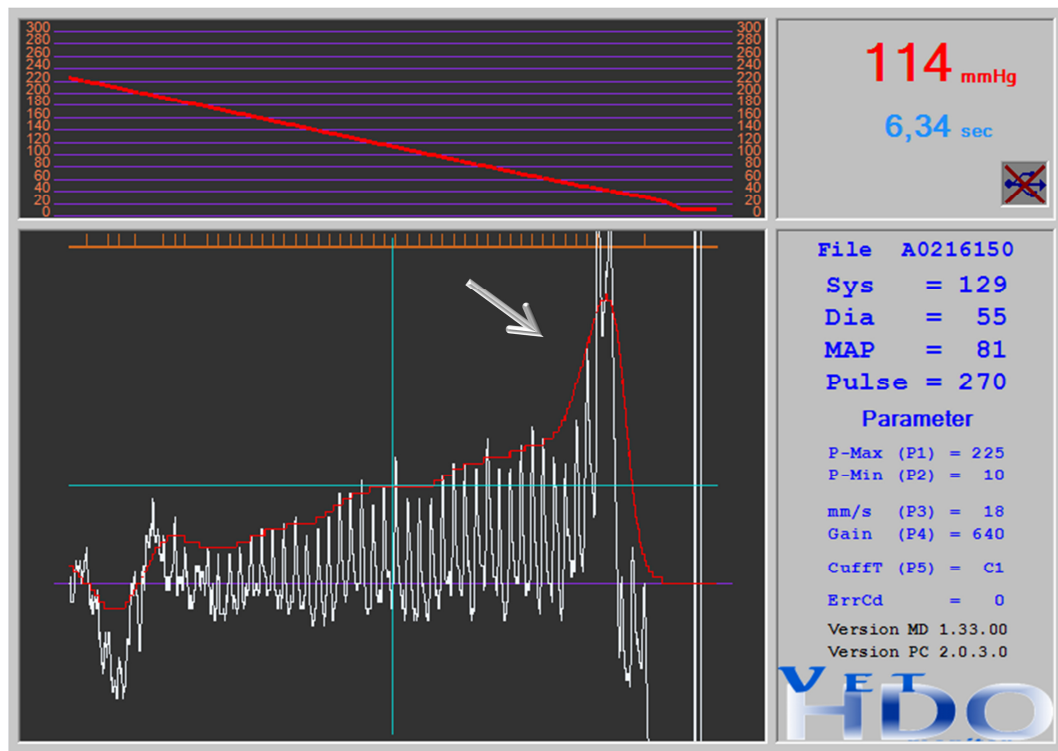


Abbildung 3-18: Beispiel einer mit „mittel“ bewerteten Druckkurve eines Papualoris (*C. papou*)

(ID 77, 70 g; \bar{x}_{TU} : 2,95 cm)

Bei der Druckkurve in Abbildung 3-18 sind mehrere Punkte zu beachten. Zunächst ist zu sehen, dass aufgrund eines Artefaktes im Bereich des diastolischen Blutdrucks ein starker Anstieg (Pfeil) der Kurve auftritt. Aufgrund dieses Anstieges wird die übrige Kurve gestaucht dargestellt und der Kurvenanstieg im Bereich des SYS erscheint gering. Hier mussten die ermittelten Blutdruckwerte in der Software manuell kontrolliert werden. Nach Vergrößerung der relevanten Kurvenabschnitte zeigte sich die gute Aufzeichnung von systolischem und mittlerem arteriellen Druck.

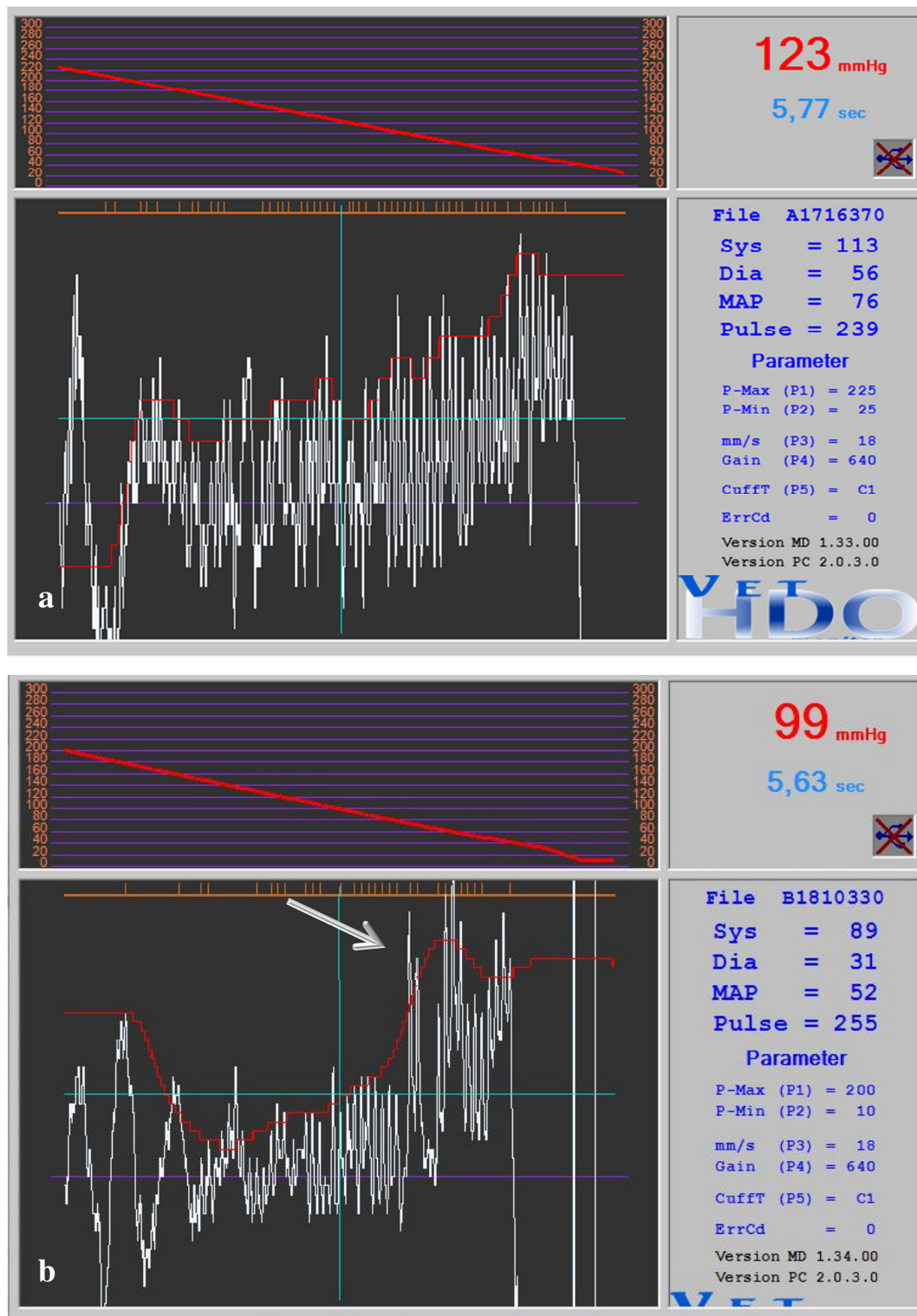


Abbildung 3-19: Beispiele zweier mit „schlecht“ bewerteten Druckkurven mit Artefakten (Pfeil), ohne Fehlermeldung (ErrCd = 0)

- a) Salomonenkakadu (*C. ducorpsii*), ID 80, 310 g; \bar{x}_{TU} : 3,85 cm
 b) Blauflügelsittich (*B. cyanoptera*), ID 18, 56 g; \bar{x}_{TU} : 2,35 cm

Bei beiden Messungen in Abbildung 3-19 ist aufgrund der fehlenden Glockenkurve und den auftretenden Artefakten keine manuelle Auswertung

möglich. Die angegebenen Blutdruckwerte können nicht verwendet werden.

Fehlerhafte Messungen

Zusätzlich zur bereits genannten Einteilung wurden alle Fehlermeldungen des Gerätes (E1 – E7) in der Rubrik „Fm“ zusammengefasst. Diese Gruppe beinhaltet außerdem Einzelmessungen, deren Messwerte ohne zugehörige Druckkurve angezeigt wurden, bzw. Messungen, welche weder Blutdruckwerte noch Druckkurven ergaben. Ergebnisse ohne zugehörige Druckkurve wurden nicht ausgewertet.

In einigen Fällen war im Zuge der Nachbereitung eine manuelle Auswertung von als „Fehler“ gemeldeten Kurven möglich. Dies betraf größtenteils E2-Fehler („zu viele Artefakte“). Die entsprechenden Messungen waren von „mittlerer“ Qualität. Eine solche Druckkurve zeigt Abbildung 3-20.

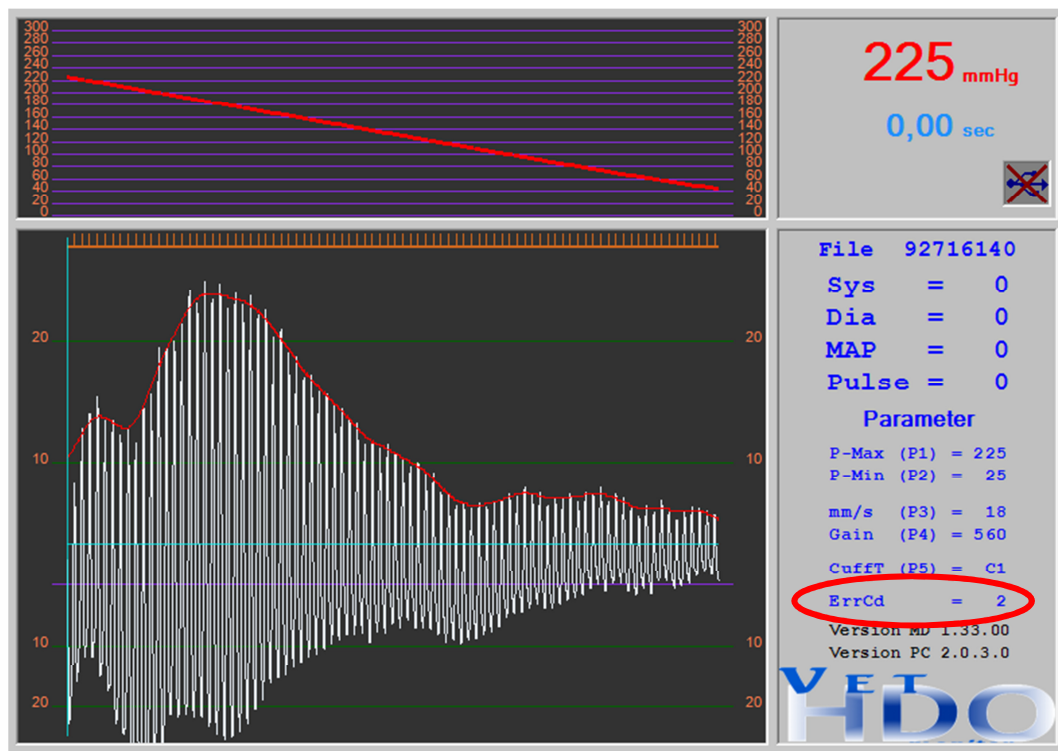


Abbildung 3-20: Fehlermeldung (ErrCd = 2) bei der Messung einer Gelbwangenamazone (*Amazona autumnalis*), manuelle Auswertung möglich

In Abbildung 3-20 ist der lineare Abfall des Manschettendrucks zu sehen, die Kurve ist glockenförmig und weist keine Artefakte auf. Die Blutdruckwerte können manuell bestimmt werden.

3.3.2.2. Beurteilung der Handhabung

Neben der ausreichenden Qualität einer Blutdruckmessung ist eine möglichst gute Handhabung der Messgeräte von Bedeutung. Um diese objektiv beurteilen zu können, wurde die jeweils erste Messung einer Messreihe in die Kategorien „einfach“, „mittel“ und „schwierig“ eingeteilt. Folgende Kriterien wurden angewendet: Gelang die Messung auf Anhieb, wurde diese mit „einfach“ bewertet. Als „mittel“ galten Messungen, bei denen die Manschette verrutschte oder deren leises Doppler-Shift-Signal (ggf. auch von Nebengeräuschen umgeben) wiederholte Versuche notwendig machte. Gestaltete sich die Messung unverhältnismäßig aufwendig, d. h. waren mehrere Manschettenwechsel mit oder ohne Scheitern bzw. Ziehen einzelner Federn notwendig, wurden diese als „schwierig“ eingestuft. Dies galt ebenso für Messversuche, die aufgrund anatomischer Gegebenheiten, fehlendem Signal (Doppler) oder dauerhafter Fehlermeldungen (HDO) ohne Ergebnis blieben.

Zusätzlich wurden während der Messungen auftretende Probleme oder Fehlermeldungen notiert und in Kategorien zusammengefasst. Dazu gehörten Anwenderfehler, Veränderungen oder Nichtvorhandensein des Pulssignals sowie Fehlermeldungen des HDO Monitors.

3.3.2.3. Ablasszeit und Dauer einer Blutdruckmessung

Die benötigte Zeit bis zum Erhalt einer Messreihe wurde im Nachhinein anhand der gespeicherten Daten (HDO MDS Analyse Software) oder der gestoppten Ablasszeiten (Doppler-Flussmesser) inkl. der Intervalle (je 1 Minute) errechnet. Die mit dem HDO Monitor benötigte Zeit für eine Einzelmessung wurde aus der Ablassgeschwindigkeit (v) und der Differenz des Manschettendrucks ($P_{max} - P_{min}$) errechnet.

$$\frac{P_{max} [mmHg] - P_{min} [mmHg]}{v [\frac{mmHg}{s}]} = t [s]$$

Die Dauer des Manschettenwechsels wurde nicht notiert und ging daher nicht in die Berechnungen ein. Die angegebenen Zeiten sind demnach als Kernzeiten zu betrachten, da keine Angaben zur Dauer der Vorbereitungen oder zum Manschettenwechsel gemacht werden können.

3.3.3. Statistische Auswertung

Die Auswertung der Ergebnisse erfolgte mit Unterstützung des statistischen Beratungslabors des Instituts für Statistik (Stablab) der Ludwig-Maximilians-Universität München. Die Datenverarbeitung wurde mithilfe der Statistikprogramme SPSS (IBM SPSS Statistics 20, IBM Corporation, Armonk, USA) und Medcalc (Medcalc Software, Ostend, Belgien) sowie Microsoft Excel 2010 für Windows 7 Professional (Microsoft Office 2010, Microsoft Corporation, Redmond, USA) durchgeführt.

Alle Messwerte wurden in die Auswertung aufgenommen. Vorausgesetzt wurde, dass die Einzelmessung von entsprechender Qualität war. Die Blutdruckwerte waren bei der Beurteilung der Messungen nicht von Bedeutung, entscheidend war die Qualität der Druckkurve (HDO Monitor) und des Signals (Doppler-Flussmesser). Ausreißer wurden, wie von KURTZ *et al.* (2005) vorgeschlagen, nicht von vornherein ausgeschlossen, sofern kein offensichtlicher Fehler bei der Durchführung vorlag.

Anwendbarkeit

Für die Evaluation der Anwendbarkeit beider Geräte wurde zunächst der Anteil valider Ergebnisse an der Gesamtzahl der Einzelmessungen bestimmt. Diese wurden anschließend anhand festgelegter Kriterien entsprechend ihrer Qualität in Kategorien („gut“, „mittel“, „schlecht“, „Fm“) eingeteilt. Konfidenzintervalle wurden berechnet und die Häufigkeitsverteilungen der Qualitäten von Doppler und HDO Monitor mittels Anteils- und Chi-Quadrat-Test vergleichend betrachtet. Aufgrund der hohen Anzahl von Beobachtungen wurde außerdem Cramérs V (V) berechnet, um die Stärke des Zusammenhangs zwischen den untersuchten Merkmalen zu beschreiben. Er nimmt Werte zwischen 0 und 1 an, wobei $V = 1$ vollkommene Abhängigkeit beschreibt, während bei $V = 0$ keine Abhängigkeit der Variablen besteht. Dementsprechend wurde $V \leq 0,2$ als schwacher, $V > 0,2 \leq 0,4$ als mittlerer und $V > 0,4$ als starker Zusammenhang interpretiert. Der Einfluss des Untersuchungszeitraumes sowie des Körpergewichts der Vögel auf die Qualität wurde untersucht. Fehlerhafte Messungen wurden gezählt und, zusammen mit auftretenden Schwierigkeiten bei den Einzelmessungen, nach der jeweiligen Ursache unterschieden. Die grafische Darstellung der Qualität der Messungen beider Geräte erfolgte mittels Balkendiagrammen. Anschließend wurde die Handhabung beider Geräte beurteilt, wobei der Zeitraum vom Anlegen der

Manschette bis zum Erhalt des ersten Messwertes bewertet und in die Kategorien „einfach“, „mittel“ und „schwierig“ eingeteilt wurde. Wiederum wurden Konfidenzintervalle ermittelt und Balkendiagramme erstellt. Anteils- und Chi-Quadrat-Tests beschreiben den Zusammenhang zwischen der Handhabung und den Merkmalen Durchgang, Körpergewicht und Messgerät. Schließlich wurden die Untersuchungszeiten berechnet und als Mittelwerte mit SD, Median sowie Maxima und Minima angegeben. Die Einhaltung einer konstanten Ablassgeschwindigkeit wurde untersucht und die Verteilung der Daten mit Boxplots dargestellt. Mithilfe des Mann-Whitney-U-Tests wurden die Ablasszeiten der Durchgänge und der beiden Messgeräte miteinander verglichen.

Variabilität der Messwerte und Wiederholbarkeit

Für SYS, MAP, DIA und Pulsfrequenz wurden für jede Messreihe Mittelwert und Standardabweichung sowie Minima und Maxima bestimmt. Die Streuung der Blutdruckwerte wurde in Boxplots dargestellt. Die Ergebnisse wurden für die Unterfamilien Cacatuinae, Loriinae, Nestorinae und Psittacinae zusammengefasst (s. Tabelle 4-53, S. 119).

Um die zugrunde liegenden Ursachen für die Variabilität der Messwerte besser zu beschreiben, wurden mithilfe einer Varianzanalyse (ANOVA) die Fehlervarianz, der Messfehler und der Mindestabstand berechnet. Mittels t-Test wurden die Differenzen der Standardabweichungen beider Geräte auf Abhängigkeiten untersucht. Für die Berechnung der Wiederholbarkeit wurden die Ergebnisse der Mehrfachmessungen verwendet und der Variationskoeffizient (CV) für jede Messreihe bestimmt. Zunächst gingen Messwertpaare aller Parameter beider Geräte in die Berechnungen des Variationskoeffizienten ein. Anschließend wurden die Ergebnisse vollständiger Messreihen beider Geräte verwendet. Die CVs von Doppler und HDO Monitor wurden verglichen und der Einfluss des Manschettenwechsels mit dem Wilcoxon-Test untersucht.

Methodenvergleich

Zur vergleichenden Darstellung und Quantifizierung von Bias und Streuung verschiedener Wertepaare wurde die von ALTMAN *et al.* (1983) veröffentlichte Methode verwendet. Verglichen wurden: die Differenzen der Mittelwerte des SYS beider Geräte (inter-rater agreement), die Differenzen der Mittelwerte zwischen zwei Runden eines jeden Gerätes (intra-rater agreement) sowie der SYS des

Dopplers mit dem MAP des HDO Monitors. Zusätzlich wurden die Ergebnisse simultan durchgeführter Einzelmessungen analysiert. Mithilfe der Regressionsanalyse nach PASSING *et al.* (1983) wurden die mittleren Abweichungen der Ergebnisse beider Messmethoden getestet und geprüft, ob die Differenzen zwischen den Geräten signifikant sind. Dies sollte eine Einschätzung hinsichtlich der Austauschbarkeit der Messgeräte ermöglichen. Betrachtet wurden die Mittelwerte des SYS beider Geräte sowie die Ergebnisse für den SYS und den MAP der simultanen Einzelmessungen in Durchgang 1 und 2.

Beeinflussung des Blutdrucks durch Geschlecht oder Körpergewicht der Vögel

Der Einfluss des Geschlechts der Vögel auf die Messparameter wurde mit einem t-Test untersucht. Eine Korrelationsanalyse gab Aufschluss über die Stärke des Zusammenhangs zwischen dem Körpergewicht der Tiere und der Höhe des Blutdrucks, bzw. der Pulsfrequenz. Die grafische Darstellung erfolgte mit Streudiagrammen.

4. ERGEBNISSE

Im folgenden Kapitel werden zunächst die Erfahrungen im Umgang mit beiden Messgeräten beschrieben. Wie bereits erwähnt, musste der HDO Monitor aufgrund eines Defektes ausgetauscht und die Untersuchungen für einen Zeitraum von zwei Wochen ausgesetzt werden. Die Blutdruckmessungen mit dem neuen Gerät wurden anschließend innerhalb weniger Tage durchgeführt. Die daraus folgende Unterteilung des Untersuchungszeitraumes ermöglicht eine differenziertere Betrachtung der Messungen hinsichtlich Anwendbarkeit der Geräte und Umsetzung des Versuchsplans im Verlauf der Untersuchungen. Daher werden die folgenden Beurteilungen und Berechnungen jeweils für den gesamten Untersuchungszeitraum sowie getrennt nach Durchgängen („D1“, „D2“) vorgenommen. Im Anschluss an die deskriptive Statistik folgen die Berechnungen zur Streuung und Wiederholbarkeit der Messungen sowie der Vergleich beider Messmethoden. Die Beeinflussung des Blutdrucks durch das Geschlecht oder Körpergewicht der Vögel wird untersucht. Alle im Rahmen der Untersuchung gemessenen Blutdrucke und Pulsfrequenzen werden für jeden Vogel mit Angabe von Mittelwert, SD, Minima und Maxima zusammengefasst (s. Tabelle 12-3 im Anhang, S. 227 ff.). In dieser Tabelle sind Ergebnisse von Papageien, bei denen im Anschluss an die Blutdruckmessung diagnostische oder therapeutische Maßnahmen stattfanden, mit einem hochgestellten „D“, bzw. „T“ gekennzeichnet.

4.1. Anwendbarkeit der Messgeräte

4.1.1. Umsetzung des Versuchsplans

Es wurden 90 Messversuche unternommen, 50 Papageien wurden im ersten Durchgang untersucht, 40 im zweiten. Bei vier Vögeln (4,4 %) fand aus verschiedenen Gründen keine Messung mit dem Doppler statt. In einem Fall (1,1 %) wurde von einer HDO-Messung abgesehen.

Insgesamt erfolgten 715 Einzelmessungen mit dem HDO Monitor, 520 mit dem Doppler-Flussmesser. Von den Einzelmessungen des HDO Monitors konnten 567 verwendet werden, dies entspricht einem Anteil von 79,3 %. Beim Doppler lag der Anteil valider Einzelmessungen mit 76,3 % (n = 397) etwas niedriger. Da in die statistische Auswertung nur maximal fünf Einzelmessungen pro Runde

eingehen sollten, konnten letztendlich nur 532 HDO- und 382 Doppler-Messungen ausgewertet werden. Dies entspricht einem Anteil valider Messungen von 74,4 % (HDO Monitor), bzw. 73,5 % (Doppler-Flussmesser).

4.1.1.1. Doppler-sonographische Messungen

Von 86 Messreihen mit dem Doppler wurden bei 74 (86,0 %) valide Messergebnisse erzielt.

Durchgang 1

Der Anteil an vollständigen Messreihen (mindestens drei, maximal fünf valide Einzelmessungen pro Runde) war im ersten Durchgang ($n_{\text{Ges}} = 46$) niedrig. Nur zwölf (26,1 %) Messreihen erfüllten diese Vorgabe. Fünf Messreihen (10,9 %) endeten mit fünf Ergebnissen pro Tier und 17 (37,0 %) ergaben vier oder weniger valide Ergebnisse. In zwei Fällen (4,3 %) wurden sieben valide Einzelmessungen erreicht. Insgesamt blieben die Messungen bei elf Vögeln erfolglos (23,9 %) (s. Tabelle 4-1).

Durchgang 2

Im zweiten Durchgang verliefen die Blutdruckmessungen mit dem Doppler besser. Insgesamt wurden bei 39 von 40 Messreihen valide Ergebnisse erzielt. 31 Untersuchungen (77,5 %) ergaben vollständige Messreihen. Sechs Messreihen (15,0 %) wurden mit insgesamt fünf Messergebnissen abgeschlossen. Nur einmal (2,5 %) gingen sieben Einzelmesswerte in die Auswertung ein (s. Tabelle 4-1).

Tabelle 4-1: Anzahl valider Einzelmessungen* mit dem Doppler-Flussmesser

Doppler	Messreihen								
n_{Wdh}	0	1	2	3	4	5	6	7	Σ
D₁	11	2	3	8	4	5	11	2	46
D₂	1	0	0	0	0	6	32	1	40

n_{Wdh} Einzelmessungen pro Messreihe

Σ Gesamtzahl der Messreihen

D_{1/2} Durchgang 1, bzw. 2

*) Angabe erfolgt ohne Berücksichtigung der Rundenzugehörigkeit

4.1.1.2. Oszillometrische Messungen

Mit dem HDO Monitor wurde bei 89 Tieren Blutdruckmessungen durchgeführt. Von elf Messreihen gingen keine Daten in die Auswertung ein, entweder aufgrund von Fehlermeldungen und nicht auszuwertenden Druckkurven ($n = 10$; 11,2 %)

oder weil keine Verbindung zwischen HDO und PC bestand ($n = 1$; 1,1 %).

Durchgang 1

In diesem Zeitraum wurden 31 vollständige Messreihen (63,3 %) erzielt. Acht Messreihen ergaben weniger als sechs valide Ergebnisse (16,3 %) und zehn (20,4 %) blieben ergebnislos (s. Tabelle 4-2).

Durchgang 2

Gegenüber dem ersten Durchgang konnten 37 Messreihen (92,5 %) vollständig abgeschlossen werden. Nur einmal wurde kein (2,5 %) und zweimal wurden weniger als sechs (5,0 %) valide Ergebnisse erzielt (s. Tabelle 4-2).

Tabelle 4-2: Anzahl valider Einzelmessungen* mit dem HDO Monitor

HDO	Messreihen										
n_{wdh}	0	1	2	3	4	5	6	7	8	9	Σ
D₁	10	1	0	1	1	5	8	7	15	1	49
D₂	1	1	0	1	0	0	10	14	6	7	40

n_{wdh} Einzelmessungen pro Messreihe

Σ Gesamtzahl Messreihen

*) Angabe erfolgt ohne Berücksichtigung der Rundenzugehörigkeit

4.1.2. Narkosezwischenfälle

Ein Grünzügelpapagei (*Pionites melanocephalus*, ID 88, 258 g) erlitt nach den ersten Messungen einen Atemstillstand. Die Narkose wurde sofort unterbrochen, der Vogel intubiert, beatmet und Sauerstoff zugeführt. Der Papagei erholte sich. Die zuvor gewonnenen Ergebnisse des Doppler-Flussmessers konnten nicht verwendet werden, die Messungen des HDO Monitors ergaben nur einen Messwert.

Weiterhin mussten vier Messreihen abgebrochen werden, da aufgrund des sehr unruhigen Narkoseverlaufs das Risiko eines Narkosezwischenfalls hoch war. Davon betroffen waren die Papageien der IDs 52, 66, 82 und 84. Die Messreihen des Doppler-Flussmessers wurden entweder während (ID 66: ein valider Wert) oder nach der ersten Runde (ID 52 und 84: drei bzw. zwei valide Werte), bzw. in der zweiten Runde abgebrochen (ID 82: vier valide Werte). Die HDO-Messungen waren zum Zeitpunkt der Unterbrechung bis auf eine Messreihe (ID 84: Abbruch nach der ersten Runde) fertiggestellt. Bei zwei dieser vier Vögel (ID 66 und 84) zeigte der HDO Monitor nur Fehlermeldungen („E3“) an.

Ein Edelpapagei (*Eclectus roratus*, ID 72, 382 g) regurgitierte während der Narkose. Die Messungen wurden unterbrochen und die oberen Atemwege des Vogels kontrolliert. Nachdem sichergestellt wurde, dass die Atmung nicht beeinträchtigt war, konnten die Messungen abgeschlossen werden. Beide Geräte erzielten bis auf einen Blutdruckwert des Doppler-Flussmessers valide Werte.

Alle Zwischenfälle ereigneten sich im ersten Durchgang.

4.1.3. Qualität der Einzelmessungen

Die Einzelmessungen beider Geräte wurden entsprechend ihrer Qualität in vier Klassen eingeteilt: „gut“ (G), „mittel“ (M), „schlecht“ (S) und „Fehlermeldung“ (Fm). Diese Beurteilung umfasste alle durchgeführten Messungen ($n_{\text{HDO}} = 715$, $n_{\text{D}} = 520$), unabhängig davon, ob diese anschließend in die statistische Auswertung eingingen. Die Prüfung auf Signifikanz der Unterschiede erfolgte mithilfe von Anteils- und Chi-Quadrat-Tests. Als Signifikanzniveau wurde $p = 0,05$ (5 %) gewählt. Die Ergebnisse wurden auch in Bezug zum Körpergewicht der Vögel gesetzt (Verwendung von vier Gewichtsgruppen, s. Abbildung 4-1, S. 75). Weiterhin wurden Besonderheiten während der Messungen erfasst und deskriptiv dargestellt (s. Tabelle 4-10, S. 81, sowie Tabelle 4-18, S. 89). Da es sich hierbei um subjektive Einschätzungen handelte, war eine statistische Analyse dieser beobachteten Auffälligkeiten nicht möglich. Den Abschluss dieses Kapitels bildet der Vergleich der Ergebnisse beider Messgeräte.

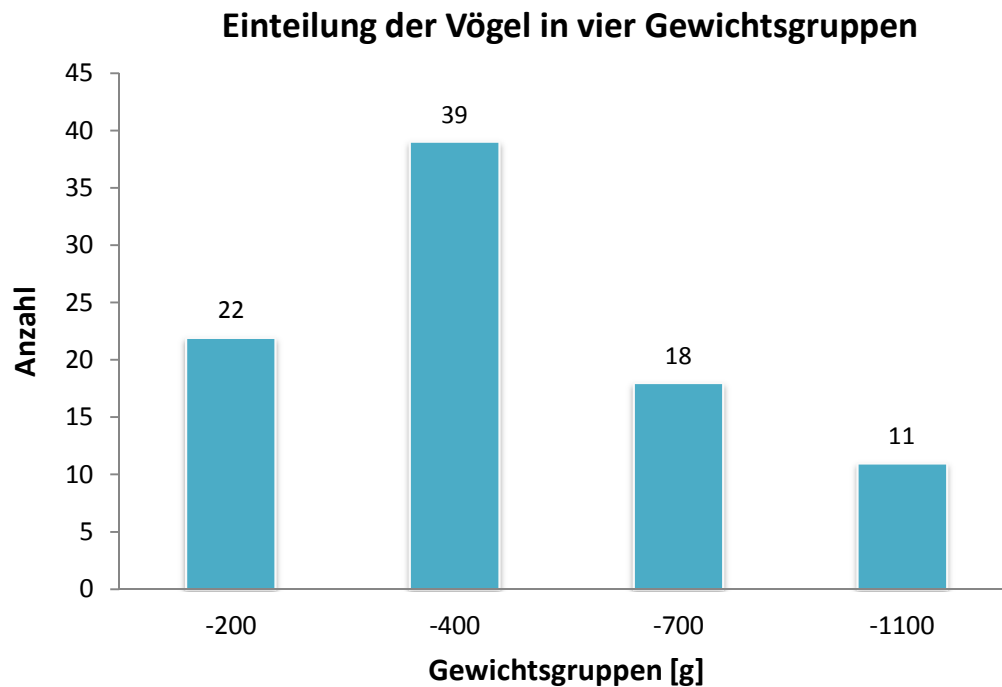


Abbildung 4-1: Absolute Häufigkeiten der Vögel in den Gewichtsgruppen

($n_{\text{Ges}} = 90$)

4.1.3.1. Beurteilung der doppler-sonographischen Messungen

Die Bewertung erfolgte anhand der in Kapitel 3.3.2.1 (S. 61 ff.) beschriebenen Kriterien. Fehlte das Signal vollständig oder sank der Manschettendruck diskontinuierlich, wurden diese Messungen der Kategorie Fehlermeldung zugeordnet. Die Konfidenzintervalle der Bewertungen sind der Tabelle 4-4 (s. S. 76) zu entnehmen. Anschließend folgen die Ergebnisse des Vergleichs der Durchgänge.

Tabelle 4-3: Einteilung der Doppler-Einzelmessungen entsprechend ihrer Qualität

Doppler	Σ	G	M	S	Fm
n_{D1}	264	134	33	36	61
$\%_{D1}$	100,0 %	50,8 %	12,5 %	13,6 %	23,1 %
n_{D2}	256	176	54	24	2
$\%_{D2}$	100,0 %	68,8 %	21,1 %	9,4 %	0,8 %
n_{D1+2}	520	310	87	60	63
$\%_{D1+2}$	100,0 %	59,6 %	16,7 %	11,5 %	12,1 %

n Anzahl der Messungen je Untersuchungszeitraum

% Anteil an D1 ($\%_{D1}$), an D2 ($\%_{D2}$), an der Gesamtzahl ($\%_{D1+2}$)

Tabelle 4-4: Konfidenzintervalle der Qualitätskategorien der Doppler-Messungen

Doppler	Qualität der Einzelmessungen			
	Häufigkeit	Prozent	95 % KI	
			Unterer Wert	Oberer Wert
G	310	59,6 %	55,2 %	64,0 %
M	87	16,7 %	13,7 %	20,2 %
S	60	11,5 %	8,7 %	14,4 %
Fm	63	12,1 %	9,2 %	14,8 %

KI Konfidenzintervall

In dieser Zusammenfassung wird eine Steigerung der Qualität der Einzelmessungen im Verlauf der Untersuchungen deutlich. Der Anteil der Messungen ohne Signal sank von zunächst 23,1 % im ersten, auf 0,8 % im zweiten Durchgang. Die Zahl der Messungen „guter“ und „mittlerer“ Qualität stieg dagegen leicht an. Insgesamt zeichneten sich 59,6 % der Fälle durch gute Signalqualität und fehlerfreie Durchführung aus. Anteils- und Chi-Quadrat-Test bestätigen einen signifikanten Unterschied der Einzelmessungsqualität zwischen Durchgang 1 und 2 (s. Tabelle 4-5 und Tabelle 4-6, S. 77). Dies beruht v. a. auf dem Anstieg der Anzahl „guter“ und „mittlerer“ Messungen und dem Abfall der Fehlermeldungen im zweiten Durchgang. Da die Stichprobe eine große Zahl von einzelnen Beobachtungen beinhaltet ($n = 1262$), wurde ein weiterer Kontingenzkoeffizient, Cramér's V („ V “), berechnet, um die Stärke des Zusammenhangs zu beschreiben. Hier ist $V = 0,362$, d.h. es besteht eine mittlere Abhängigkeit zwischen der Qualität der Messungen und dem Durchgang in dem sie stattfanden.

Tabelle 4-5: Ergebnisse des Anteilstests, Vergleich der Merkmale Qualität und Untersuchungszeitraum der Doppler-Messungen

Doppler	Durchgang		
	1	2	Σ
G	134 _a	176 _b	310
M	33 _a	54 _b	87
S	36 _a	24 _a	60
Fm	61 _a	2 _b	63
Σ	264	256	520

Jeder tiefgestellte Buchstabe gibt eine Teilmenge von Durchgangs-Kategorien an, deren Spaltenanteile sich auf dem ,05-Niveau nicht signifikant voneinander unterscheiden.

Tabelle 4-6: Prüfung der Merkmale Qualität und Untersuchungszeitraum der Doppler-Messungen auf Abhängigkeiten mittels Chi-Quadrat-Test

Doppler	Wert	df	p-Wert
χ^2	68,306 _a	3	0,000
Cramér's V	0,362		0,000

a. 0 Zellen (,0 %) haben eine erwartete Häufigkeit kleiner 5. Die minimale erwartete Häufigkeit ist 29,54.

χ^2 Chi-Quadrat

df Freiheitsgrade

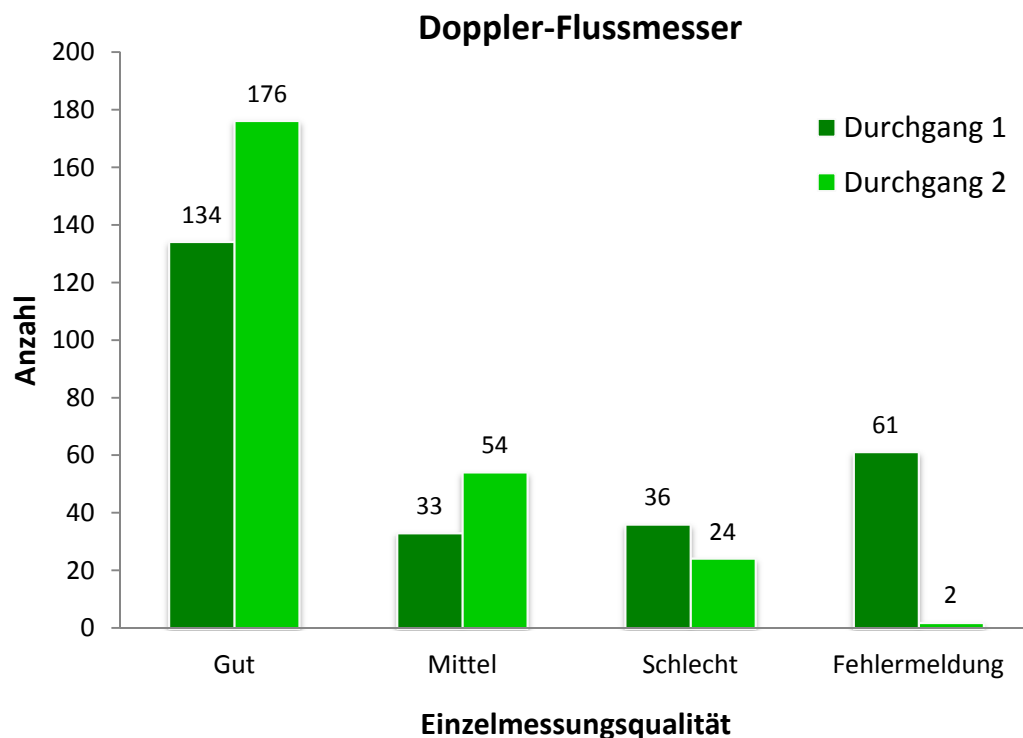


Abbildung 4-2: Übersicht der absoluten Häufigkeiten der Qualität der Einzelmessungen des Doppler-Flussmessers

Einfluss des Körpergewichts auf die Qualität der Einzelmessungen

Mithilfe der bereits genannten Tests wurden die Merkmale Qualität und Körpergewicht auf eventuell bestehende Abhängigkeiten untersucht. Die Qualität der Messungen ist signifikant ($p < 0,05$) vom Körpergewicht der Papageien abhängig. Allerdings ist dieser Zusammenhang nur schwach ($V = 0,177$, s. Tabelle 4-8, S. 78).

Tabelle 4-7: Ergebnisse des Anteilstests, Vergleich der Merkmale Qualität und Körpergewicht der Doppler-Messungen

Doppler	Gewichtsgruppen				Σ
	- 200 g	- 400 g	- 700 g	- 1100 g	
G	51	130	86	43	310
M	29	39	14	5	87
S	23	21	11	5	60
Fm	17	41	1	4	63
Σ	120	231	112	57	520

Σ Gesamtzahl der Einzelmessungen

Tabelle 4-8: Prüfung der Merkmale Qualität und Körpergewicht der Doppler-Messungen auf Abhängigkeiten mittels Chi-Quadrat-Test

Doppler	Wert	df	p-Wert
χ^2	48,835 _a	9	0,000
Cramér's V	0,177		0,000

a. 0 Zellen (,0 %) haben eine erwartete Häufigkeit kleiner 5. Die minimale erwartete Häufigkeit ist 6,58.

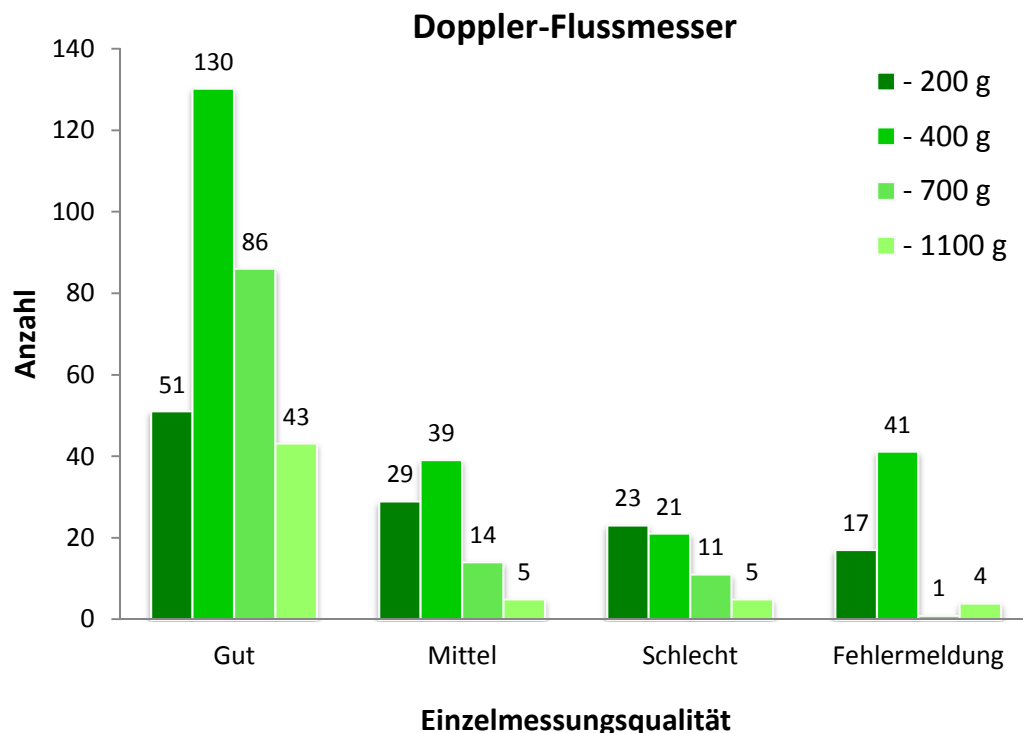


Abbildung 4-3: Zusammenfassende Darstellung der absoluten Häufigkeiten der Einzelmessungsqualitäten des Doppler-Flussmessers, unterteilt nach Körpergewicht

Ursachen für den Ausschluss von der Auswertung

In die Kategorie „schlecht“ fielen zunächst alle Einzelmessungen, die aufgrund von Fehlern als falsch angesehen werden mussten. Wurde der SYS nicht gehört („NG“), musste im Verlauf einer Messung die Lautstärke erhöht werden („LS“) oder wurde der Manschettendruck zu schnell abgelassen („DA“) schieden die Ergebnisse aus. Im Verlauf des Untersuchungszeitraumes war dies im ersten Durchgang häufiger der Fall (s. Tabelle 4-9). Wenn die Manschette beim Aufpumpen am Tibiotarsus nach unten rutschte („V“), sodass dabei die Sonde verschoben und die Feststellung des Blutflusses beeinträchtigt wurde, konnten diese Messwerte ebenfalls nicht verwendet werden. Dasselbe galt für Messungen mit schlecht abgrenzbarem Signal („sAb“). Beide Fehler traten im Laufe der Untersuchungen seltener auf. Beobachtet wurde auch, dass anatomische Gegebenheiten die Platzierung der Sonde erschweren konnten („A“). Die entsprechenden Ergebnisse waren ungültig. Oszillierte die Nadel des Sphygmomanometers bei der Messung („N“), schieden die Ergebnisse ebenfalls aus (s. Tabelle 4-9). Diese beiden Fehler kamen nur im zweiten Durchgang vor. Zusätzlich wurden insgesamt 60 Messungen ohne Signal („kS“), vor oder auch während des Druckablassens) und drei mit ungleichmäßig fallendem Manschettendruck, wobei auch die Nadel des Manometers stoppte („DA/N“), dokumentiert. Sie wurden in Tabelle 4-3 (S. 75) unter „Fm“ zusammengefasst.

Tabelle 4-9: Fehler bei den doppler-sonographischen Messungen

Doppler	NG	LS	DA	V	sAb	A	N	kS	DA/N
n_{D1}	7	3	-	21	5	-	-	58	3
%_{D1}	2,7 %	1,1 %	-	8,0 %	1,9 %	-	-	22,0 %	1,1 %
n_{D2}	-	5	3	10	2	3	1	2	-
%_{D2}	-	2,0 %	1,2 %	3,9 %	0,8 %	1,2 %	0,4 %	0,8 %	-
n_{D1+2}	7	8	3	31	7	3	1	60	3
%_{D1+2}	1,3 %	1,5 %	0,6 %	6,0 %	1,3 %	0,6 %	0,2 %	11,5 %	0,6 %

NG SYS nicht gehört

LS unzureichende Lautstärke

DA Druckablass

V verrutscht

DA/N Druck sinkt unregelmäßig, Nadel stoppt

% Anteil an D1 (%_{D1}), an D2 (%_{D2}), an der Gesamtzahl (%_{D1+2})

sAb Signal schlecht abgrenzbar

A Anatomie

N oszillierende Nadel des Manometers

kS kein Signal

Auffälligkeiten und Schwierigkeiten während der Messungen

Während der Blutdruckmessungen wurden alle Besonderheiten notiert. Bei der anschließenden Auswertung wurden diese anhand der vermutlich zugrunde liegenden Ursache den Gruppen „Untersucher“, „Protokoll“, „Signal“, „Objekt“, und „Sonstige“ zugeordnet. Dabei traten verschiedene Auffälligkeiten mitunter bei derselben Messung auf.

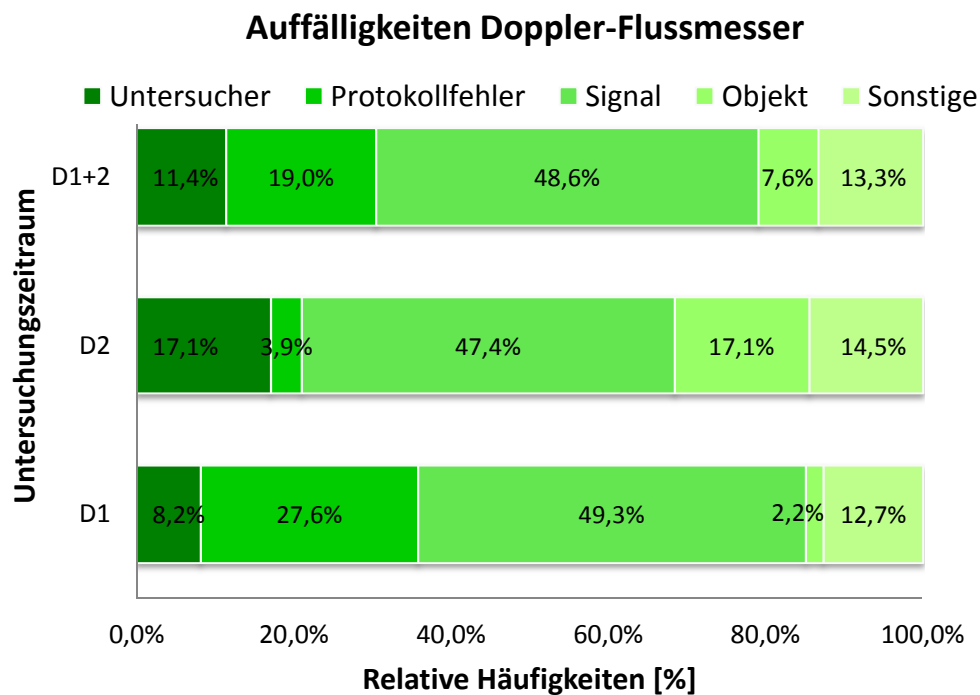


Abbildung 4-4: Relative Häufigkeiten der Beobachtungen bei den Doppler-Messungen

(D1/2 = Durchgang 1/2)

Die Gruppe „Untersucher“ umfasst alle Fehler die auf den Einfluss der messenden Person (Verfasserin) zurückzuführen waren. Dazu gehörten auch Fehler bei Führung des Versuchsprotokolls, welche die Messung nicht unmittelbar beeinflussten und daher getrennt aufgeführt sind. Die Zusammensetzung der Fehlergruppen sind der Tabelle 4-10 (S. 81) zu entnehmen.

Tabelle 4-10: Dokumentierte Auffälligkeiten während der doppler-sonographischen Messungen

Untersucher	ZEITRAUM		
	D ₁ n = 134	D ₂ n = 76	D ₁₊₂ n = 210
SYS nicht gehört	5	0	5
Sonde bewegt	2	0	2
Lautstärke falsch gewählt	2	10	12
Störung durch Umgebungseinflüsse	2	1	3
Manschettendruck zu schnell abgelassen	0	2	2
Σ_{US}	11	13	24
Protokollfehler			
Unzureichende Dokumentation der Messwerte	2	0	2
Datenerhebung unvollständig	35	3	38
Σ_P	37	3	40
Signal			
Hintergrundgeräusche	11	14	25
Schwaches Signal	12	6	18
Signal variiert zwischen Einzelmessungen	4	5	9
Kein Signal	21	2	23
Kein Signal während Messung	4	1	5
Auskultatorische Lücke	2	0	2
Töne nicht deutlich abgesetzt	4	3	7
Signalqualität variiert innerhalb der Einzelmessung	8	5	13
Σ_G	66	36	102
Objekt			
Anatomie/Winkelung des Intertarsalgelenks	2	4	6
Arrhythmien	1	9	10
Σ_O	3	13	16
Sonstige			
Manschettendruck sinkt ungleichmäßig	3	2	5
Manschette/Sonde verrutscht	14	9	23
Σ_S	17	11	28

Im ersten Durchgang wurde in fünf Fällen (3,7 %) der wieder einsetzende Blutfluss nicht gehört, während im zweiten Durchgang zumeist die Lautstärkeregelung falsch angepasst wurde ($n_{D2} = 10$; 13,2 %). In manchen Fällen wurde keine Ablasszeit oder nur der Umfang eines Tibiotarsus notiert ($n_{Ges} = 38$;

18,1 %). Großen Anteil an den Messproblemen hatten die Veränderungen des Doppler-Shift-Signals ($n_{\text{Ges}} = 102$; 48,6 %). Häufig war das Signal entweder von lauten Nebengeräuschen umgeben ($n_{\text{Ges}} = 25$; 11,9 %), nur sehr leise zu vernehmen ($n_{\text{Ges}} = 18$; 8,6 %) oder gar nicht aufzufinden ($n_{\text{Ges}} = 23$; 11,0 %). Annähernd zwei Drittel der beschriebenen Schwierigkeiten wurden im ersten Durchgang beobachtet. Weiterhin kam es vor, dass während des Aufpumpens der Manschette diese verrutschte und dabei die Sonde verschob, woraus häufig eine Veränderung des Signals resultierte. Messungen, welche durch sehr kurze Tibiotarsi oder eine starke Beugung des Intertarsalgelenks erschwert wurden, sind den objektbedingten Fehlern zugeordnet ($n_{\text{Ges}} = 6$; 2,9 %). In diese Gruppe fallen auch Messungen mit arrhythmischem Doppler-Shift-Signal ($n_{\text{Ges}} = 10$; 4,8 %).

4.1.3.2. Beurteilung der oszillometrischen Messungen

Die Qualität der HDO-Messungen wurde mithilfe der erläuterten Kriterien (s. Kapitel 3.3.2.1, S. 61 ff.) anhand der Druckkurven mit „gut“, „mittel“ oder „schlecht“ bewertet. Zusätzlich wurden die Fehlermeldungen („Fm“) des Gerätes erfasst. Konnten diese nach manueller Korrektur der Messwerte anhand der Druckkurve dennoch verwendet werden, wurden sie ebenfalls als „mittel“ klassifiziert.

Die Messungen mittlerer Qualität, deren Werte nicht korrigiert werden mussten, sind in Tabelle 4-11 auf der nächsten Seite unter „Mo“ zusammen gefasst. Die Spalte „mA“ gibt die Anzahl insgesamt manuell ausgewerteter bzw. korrigierter Messungen wieder. Die im Nachhinein ausgewerteten Fehlermessungen finden sich in der Spalte „mAF“. Zusätzlich sind die Einzelmessungen aufgeführt, bei denen Klebeband den Verschluss der Manschette sicherte.

Tabelle 4-11: Einteilung der HDO-Einzelmessungen entsprechend ihrer Qualität

HDO	Σ	G	M	Mo	mA	S	Fm	mAF
n_{D1}	412	193	100	52	48	53	87	21
$\%_{D1}$	57,6 %	46,8 %	24,3 %	12,6 %	11,7 %	12,9 %	21,1 %	5,1 %
n_{D2}	303	216	62	50	12	12	19	6
$\%_{D2}$	42,4 %	71,3 %	20,5 %	16,5 %	4,0 %	4,0 %	6,3 %	2,0 %
n_{D1+2}	715	409	162	102	60	65	106	27
$\%_{D1+2}$	100,0 %	57,2 %	22,7 %	14,3 %	8,4 %	9,1 %	14,8 %	3,8 %
n_T	178	73	46	22	24	27	46	14
$\%_T$	-	41,0 %	25,8 %	12,4 %	13,5 %	15,2 %	25,8 %	7,9 %
$\%_{D1}$	43,2 %	17,7 %	11,2 %	5,3 %	5,8 %	6,6 %	11,2 %	3,4 %
$\%_{Ges}$	24,9 %	10,2 %	6,4 %	3,1 %	3,4 %	3,8 %	6,4 %	2,0 %

- n Anzahl der Messungen je Untersuchungszeitraum
 Mo Messungen mittlerer Qualität ohne manuelle Korrektur
 mA Messungen mittlerer Qualität nach manueller Korrektur
 mAF manuell ausgewertete Fehlermessungen
 $\%$ Anteil an D1 ($\%_{D1}$), an D2 ($\%_{D2}$), an der Gesamtzahl ($\%_{D1+2}$)
 n_T Anzahl der Tape-Messungen
 $\%_T$ Anteil an Tape-Messungen, an D1 ($\%_{D1}$), an der Gesamtzahl ($\%_{Ges}$)

Diese Übersicht zeigt einen Anstieg der Qualität im Verlauf der Messungen mit dem HDO Monitor. Der Anteil „guter“ Messungen erreicht im zweiten Durchgang 71,3 %, gegenüber 46,8 % im ersten. Die Anzahl der Fehlermeldungen verringerte sich im Verlauf der Untersuchungen deutlich. Dasselbe gilt für die notwendigen Korrekturen und manuellen Auswertungen der Druckkurven. Der Anteilstest bestätigt die unterschiedlichen Ergebnisse in Bezug auf die Qualität der Messungen im Verlauf des Untersuchungszeitraums. Signifikant sind diese Differenzen in den Kategorien „gut“, „schlecht“ und „Fm“ (s. Tabelle 4-13, S. 84). $V = 0,286$ beschreibt eine mittlere Abhängigkeit der Merkmale voneinander. Auch für die Beurteilungen des HDO Monitors wurden Konfidenzintervalle berechnet (s. Tabelle 4-12, S. 84).

Um die Ergebnisse vergleichen zu können, wurden dieselben Kategorien für den Chi-Quadrat- und Anteilstest verwendet wie zuvor bei der Analyse der Doppler-Messungen. Die Kategorie „Fm“ enthält alle fehlerhaften Messungen, auch wenn manche im Nachhinein manuell ausgewertet werden konnten. Dadurch ändert sich die Summe der Messungen ($n = 742$, anstatt 715) und die relativen Häufigkeiten variieren geringfügig.

Tabelle 4-12: Konfidenzintervalle der Qualitätskategorien der HDO-Messungen

HDO	Qualität der Einzelmessungen			
	Häufigkeit	Prozent	95 % KI	
			Unterer Wert	Oberer Wert
G	409	55,1 %	51,5 %	59,0 %
M	162	21,8 %	18,7 %	24,8 %
S	65	8,8 %	6,7 %	10,9 %
Fm	106	14,3 %	12,0 %	17,0 %

KI Konfidenzintervall

Tabelle 4-13: Ergebnisse des Anteilstests, Vergleich der Merkmale Qualität und Untersuchungszeitraum der HDO-Messungen

HDO	Durchgang		Σ
	1	2	
G	193 _a	216 _b	409
M	100 _a	62 _a	162
S	53 _a	12 _b	65
Fm	87 _a	19 _b	106
Σ	433	309	742

Jeder tiefgestellte Buchstabe gibt eine Teilmenge von Durchgangs-Kategorien an, deren Spaltenanteile sich auf dem ,05-Niveau nicht signifikant voneinander unterscheiden.

Tabelle 4-14: Prüfung auf Abhängigkeiten der Merkmale Qualität und Untersuchungszeitraum der HDO-Messungen mittels Chi-Quadrat-Test

HDO	Wert	df	p-Wert
χ^2	60,663 _b	3	0,000
Cramér's V	0,286		0,000

b. 0 Zellen (,0 %) haben eine erwartete Häufigkeit kleiner 5. Die minimale erwartete Häufigkeit ist 27,07.

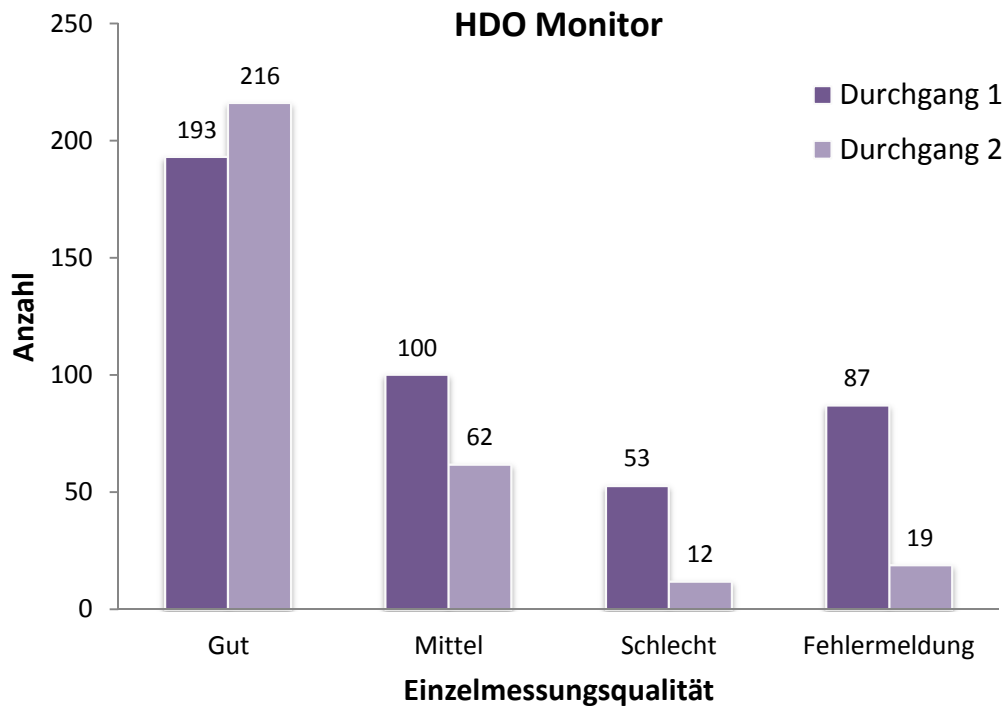


Abbildung 4-5: Übersicht der absoluten Häufigkeiten der Qualität der Einzelmessungen des HDO Monitors

Einfluss des Körpergewichts auf die Qualität der Einzelmessungen

Auch die Messungen des HDO Monitors wurden dem Körpergewicht der Tiere gegenübergestellt und der Zusammenhang zwischen Qualität und Gewicht der Vögel mit Anteilstest, Chi-Quadrat und Cramérs V beschrieben. Abschließend fasst Abbildung 4-6 (S. 86) die Häufigkeitsverteilung der Messqualität in den Gewichtsgruppen zusammen.

Tabelle 4-15: Ergebnisse des Anteilstests, Vergleich der Merkmale Qualität und Körpergewicht der HDO-Messungen

HDO	Gewichtsgruppen				Σ
	- 200 g	- 400 g	- 700 g	- 1100 g	
G	53	190	102	64	409
M	84	62	10	6	162
S	18	44	2	1	65
Fm	47	33	19	7	106
Σ	202	329	133	78	742

Tabelle 4-16: Prüfung auf Abhängigkeiten der Merkmale Qualität und Körpergewicht der HDO-Messungen mittels Chi-Quadrat-Test

HDO	Wert	df	p-Wert
χ^2	147,629 _b	9	0,000
Cramér's V	0,258		0,000

b. 0 Zellen (,0 %) haben eine erwartete Häufigkeit kleiner 5. Die minimale erwartete Häufigkeit ist 6,83.

Die Abhängigkeit der Qualität vom Körpergewicht ist beim HDO Monitor etwas deutlicher ausgeprägt als beim Doppler-Flussmesser ($V_{\text{HDO}} = 0,258$; $V_{\text{D}} = 0,177$).

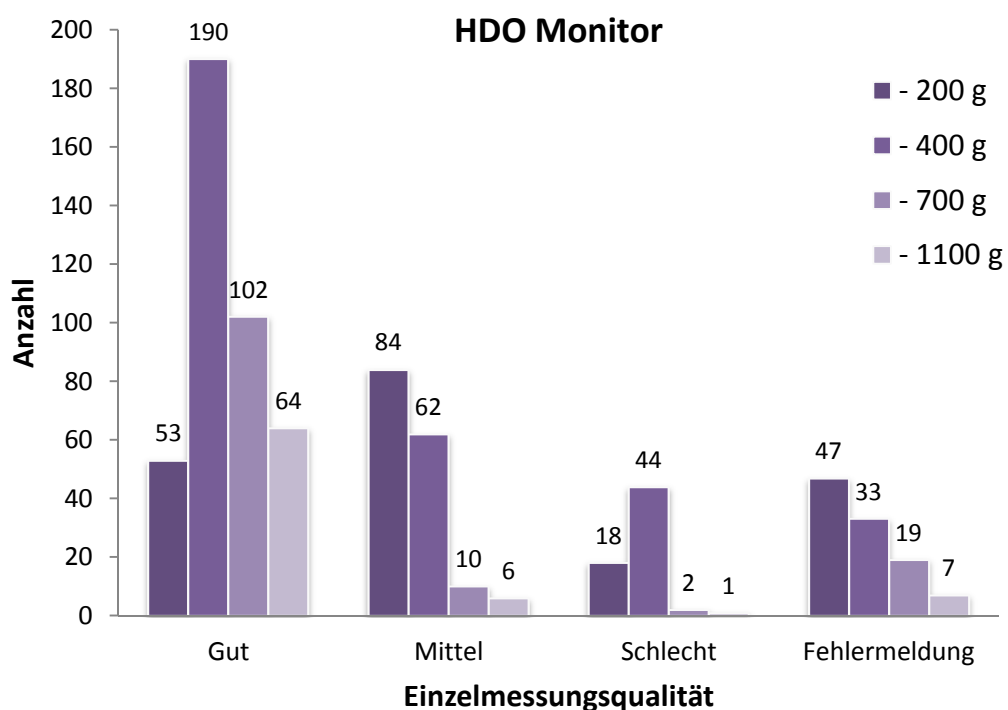


Abbildung 4-6: Zusammenfassende Darstellung der absoluten Häufigkeiten der Einzelmessungsqualitäten des HDO Monitors, unterteilt nach Körpergewicht

Ursachen für den Ausschluss von der Auswertung

Zunächst stellt Tabelle 4-17 (S. 87) die Fehlermeldungen des Gerätes dar („Fm“, „E1“ - „E7“). Zusätzlich enthält sie Messungen, welche weder Werte noch Druckkurven ergaben („kWkK“) sowie Messungen mit Blutdruckwerten ohne Druckkurve („WoK“).

Tabelle 4-17: Fehler bei den oszillometrischen Messungen

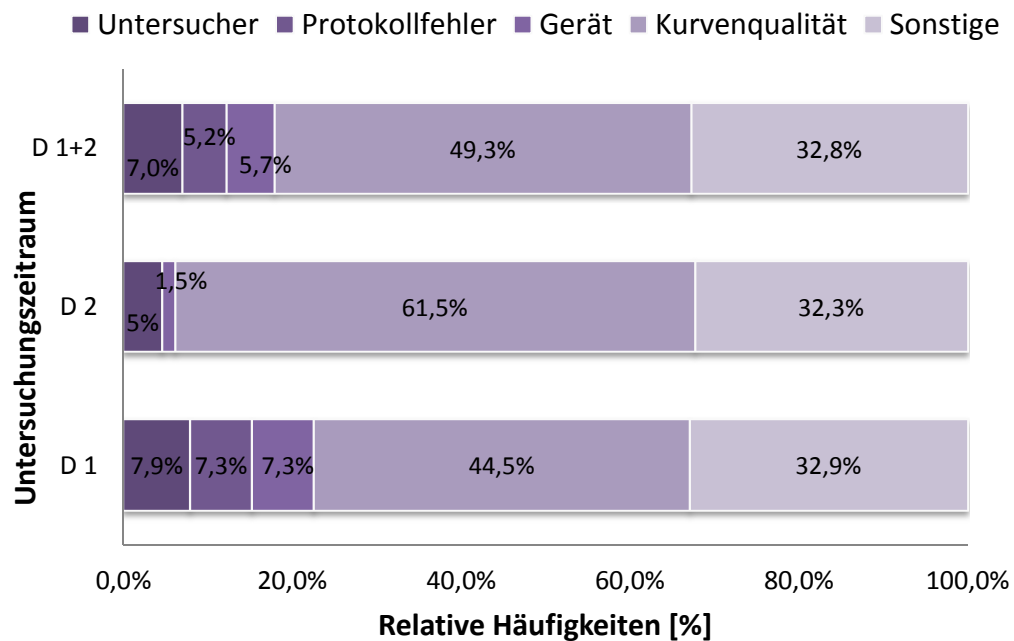
HDO	Σ	Fm	E1	E2	E3	E6	E7	kWkK	WoK
n _{D1}	412	87	2	33	40	3	2	6	1
% _{D1}	57,6 %	21,1 %	0,5 %	8,0 %	9,7 %	0,7 %	0,5 %	1,5 %	0,2 %
n _{D2}	303	19	-	14	1	-	-	-	4
% _{D2}	42,4 %	6,3 %	-	4,6 %	0,3 %	-	-	-	1,3 %
n _{D1+2}	715	106	2	47	41	3	2	6	5
% _{D1+2}	100,0 %	14,8 %	0,3 %	6,6 %	5,7 %	0,4 %	0,3 %	0,8 %	0,7 %
n _T	178	46	-	20	25	-	1	-	-
% _T	-	25,8 %	-	11,2 %	14,0 %	-	0,6 %	-	-
% _{D1}	43,2 %	11,2 %	-	4,9 %	6,1 %	-	0,2 %	-	-
% _{Ges}	24,9 %	6,4 %	-	2,8 %	3,5 %	-	0,1 %	-	-

kWkK Messungen ohne Werte und Druckkurven

WoK Ergebnisse ohne Druckkurve

Auffälligkeiten und Schwierigkeiten bei den HDO-Messungen

Schwierigkeiten bei den Messungen wurden den Gruppen „Untersucher“, „Protokollfehler“, „Gerät“, „Kurvenqualität“ und „Sonstige“ zugeordnet.

Auffälligkeiten HDO Monitor**Abbildung 4-7: Relative Häufigkeiten der Beobachtungen bei den HDO-Messungen**

(D1/2 = Durchgang 1/2)

Im Vergleich zu den doppler-sonographischen Untersuchungen verlief der Messvorgang des HDO Monitors weitgehend automatisiert. Fehlerhaftes Anlegen der Manschette kam insgesamt zehnmal vor (4,4 %), in fünf Fällen (2,1 %) wurde durch Berührung des Kabels ein Artefakt ausgelöst (s. Tabelle 4-18, S. 89). Häufigste Auffälligkeiten waren die Anzeige eines Fehlers (E2: n = 47; 20,5 %; E3: n = 41; 17,9 %), und die Darstellung eines sog. „Atmungsmusters“ (n = 32; 14,0 %) in der Druckkurve.

Tabelle 4-18: Dokumentierte Auffälligkeiten während der oszillometrischen Messungen

Untersucher	ZEITRAUM		
	D ₁ n = 164	D ₂ n = 65	D ₁₊₂ n = 229
Bewegungsartefakt	2	3	5
Keine PC-Verbindung	1	0	1
Manschette zu locker (z.T. E6-Fehlermeldung)	10	0	10
Σ_{US}	13	3	16
Protokollfehler			
Angaben zu Signalement und/oder Versuchsbedingungen unvollständig	12	0	12
Σ_P	12	0	12
Gerät			
Entfaltungsartefakte der Manschette	7	1	8
Manschette aufgeplatzt	3	0	3
Tapeartefakt	2	0	2
Σ_G	12	1	13
Kurvenqualität			
Keine Ergebnisse trotz Messung	6	0	6
Messwerte ohne Druckkurve	1	4	5
Signalamplitude zu klein (E3)	40	1	41
Arrhythmien	2	10	12
Schlagvolumenvarianz	2	7	9
Atmungsmuster	16	16	32
Präsystolische Amplituden differieren	6	2	8
Σ_K	73	40	113
Sonstige			
Zu viele Artefakte (E2)	33	14	47
Fehlermeldung E7	2	0	2
Anstieg der Druckkurve undeutlich	6	1	7
Unterschiede zwischen Runden	7	6	13
Narkosezwischenfall	6	0	6
Σ_S	54	21	75

Ein Großteil der Schwierigkeiten oder Fehler trat im ersten Durchgang auf. Arrhythmien, Änderungen des Schlagvolumens und Messergebnisse ohne Druckkurve wurden dagegen häufiger im zweiten Durchgang protokolliert. Im

Anhang sind beispielhaft einige Druckkurven mit Auffälligkeiten wie z. B. Entfaltungsartefakten oder Atmungsmustern dargestellt (s. Abbildung 12-1, S. 214 ff.).

4.1.3.3. Vergleich der Qualität beider Geräte

Der Anteilstest zeigt, dass sich die Qualität der Messwerte von Doppler-Flussmesser und HDO Monitor nur hinsichtlich der Kategorie „mittel“ signifikant unterscheidet (s. Tabelle 4-19).

Tabelle 4-19: Ergebnisse des Anteilstests, Vergleich der Merkmale Qualität und Messgerät

		Messgerät		
		Doppler	HDO	Σ
G	n	310 _a	409 _a	719
	%	59,6 %	55,1 %	57,0 %
M	n	87 _a	162 _b	249
	%	16,7 %	21,8 %	19,7 %
S	n	60 _a	65 _a	125
	%	11,5 %	8,8 %	9,9 %
Fm	n	63 _a	106 _a	169
	%	12,1 %	14,3 %	13,4 %
Σ	n	520	742	1262
	%	100,0 %	100,0 %	100,0 %

Jeder tiefgestellte Buchstabe gibt eine Teilmenge von Messgerät Kategorien an, deren Spaltenanteile sich auf dem ,05-Niveau nicht signifikant voneinander unterscheiden.

Der Chi-Quadrat-Test bestätigt die Differenz der beiden Geräte. Der niedrige Wert des Kontingenzkoeffizienten ($V = 0,082$) macht jedoch deutlich, dass es sich nur um einen schwachen Zusammenhang handelt.

Tabelle 4-20: Prüfung auf Abhängigkeit der Einzelmessungen von HDO Monitor und Doppler hinsichtlich der Qualität mittels Chi-Quadrat-Test

	Wert	df	p-Wert
χ^2	8,576 _a	3	0,035
Cramér's V	0,082		0,035

a. 0 Zellen (,0 %) haben eine erwartete Häufigkeit kleiner 5. Die minimale erwartete Häufigkeit ist 51,51.

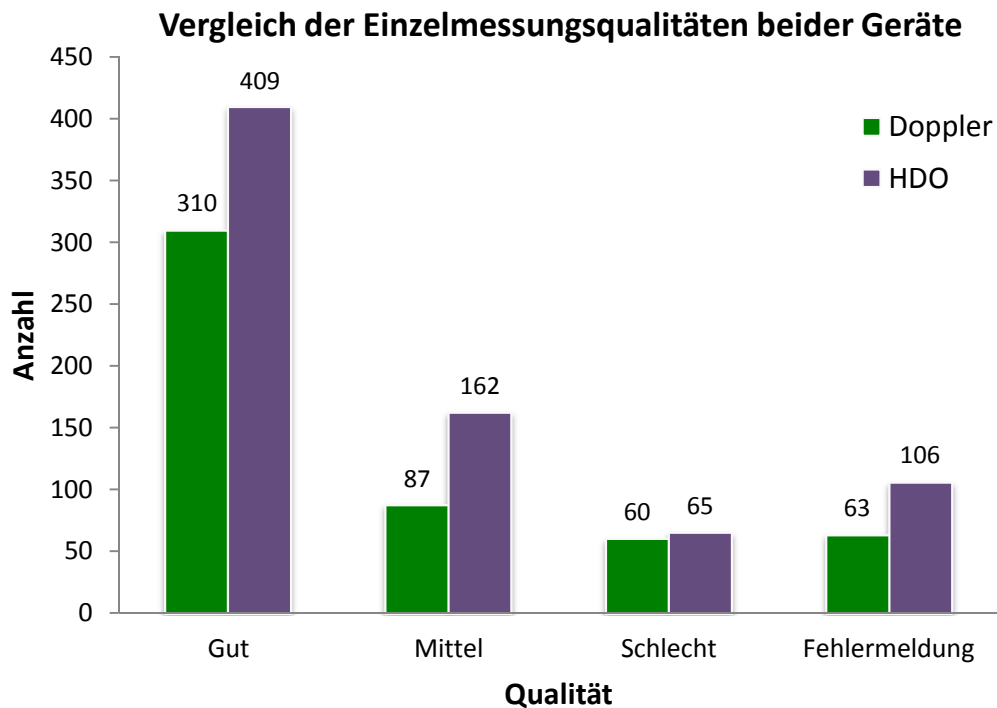


Abbildung 4-8: Vergleichende Darstellung der absoluten Häufigkeiten der Qualität der Einzelmessungen beider Geräte

4.1.3.4. Vergleich ergebnisloser Messreihen beider Geräte

Im gesamten Untersuchungszeitraum ergaben zwölf Messreihen mit dem Doppler-Flussmesser keine validen Ergebnisse. Bei acht dieser Messreihen konnte kein Signal festgestellt werden, jeweils einmal verhinderten ein zu kurzer Tibiotarsus (ID 19) sowie ein steifes Intertarsalgelenk die Platzierung der Sonde. Weiterhin musste im Verlauf einer Messung die Lautstärkeregelung angepasst werden und ein anderes Mal störten zu laute Umgebungsgeräusche die sichere Interpretation des Signals. Davon betroffen waren verschiedene Spezies, die Vögel wogen zwischen 60 g und 1010 g. Die Messungen des HDO Monitors ergaben für dieselben Tiere bis auf zwei Messreihen (ID 54 und ID 88) stets mehr als sechs valide Werte (s. Tabelle 4-21, S. 92). Die gemessenen systolischen Blutdrucke des HDO Monitors reichten von 68,0 mmHg bis 146,0 mmHg ($R = 78,0$ mmHg) und betrugen im Mittel 114,3 mmHg. 40 Messungen waren von „guter“, 43 von „mittlerer“ und 16 von „schlechter“ Qualität. Insgesamt traten 21 Fehlermeldungen auf. Fast alle Ergebnisse der fünf leichtesten Vögel ($KG < 100$ g) konnten verwendet werden (91,8 %). Die HDO-Ergebnisse der ID 19 wurden nicht einbezogen, da bei diesem Vogel keine Doppler-Messung möglich war.

Tabelle 4-21: Vergleichsmessungen des HDO Monitors zu den ergebnislosen Messungen des Doppler-Flussmessers

ID	KG [g]	HDO Monitor						
		n _{Ges}	G	M	S	Fm	mAF	\bar{X}_{SYS}
19	60	10	5	4	-	2 x E2	1	90,5
41	90	7	1	6	-	1 x E2	1	119,5
46	254	9	8	-	1	-	-	119,4
50	1010	6	6	-	-	-	-	141,5
54	292	11	-	-	6	3 x E2 1 x E6 1 x WoK	-	-
59	270	10		8	1	1 x E2	-	131,2
61	62	10	4	5	1		-	94,1
76	182	10	1	6	2	5 x E2	4	95,8
77	70	12	2	9	-	5 x E2	4	113,9
85	394	8	7	1	-	-	-	116,1
88	258	6	1	-	5	-	-	130,0
90	84	10	5	4	-	1 x E7 1 x E2	1	101,9

n_{Ges} Anzahl der Einzelmessungen der Messreihe insgesamt

Bei elf Vögeln wurden mit dem HDO Monitor keine validen Werte erzielt. Einmal war eine fehlende PC-Verbindung ursächlich (ID 47), weiterhin waren die Signalamplituden zu klein (E3-Fehler, n = 31) oder es traten zu viele Artefakte auf (E2-Fehler, n = 11). Zweimal wurden Werte ohne zugehörige Druckkurve aufgezeichnet, einmal weder Werte noch Kurve und in einem weiteren Fall saß die Manschette zu locker (E6-Fehler). Die Vergleichsmessungen mit dem Doppler-Flussmesser erzielten nur bei zwei dieser Probanden sechs valide Ergebnisse (ID 18 und 86). Deren mittlere systolischen Blutdrucke betrugen 54,8 mmHg (ID 18, Signal schlecht abgrenzbar, E2-Fehler des HDOs), bzw. 81,7 mmHg (ID 86, E3-Fehler des HDOs). Die Messungen der ID 60 ergaben fünf valide Werte, während der übrigen Messreihen wurden weniger erzielt. Bei zwei Tieren fanden keine Doppler-Messungen statt (s. Tabelle 4-22, S. 93). Drei der elf Vögel wogen unter 100 g. Von 43 Doppler-Einzelmessungen waren zehn von „guter“, 14 von „mittlerer“ und sechs von „schlechter“ Qualität. Bei 13 Messungen konnte kein Signal festgestellt werden (Fm). Der SYS der Doppler-Messungen lag zwischen 42 und 100 mmHg ($\bar{X}_{SYS} = 71,8$ mmHg).

Tabelle 4-22: Vergleichsmessungen des Doppler-Flussmessers zu den ergebnislosen Messungen des HDO Monitors

ID	KG [g]	Doppler-Flussmesser					
		n _{Ges}	G	M	S	Fm	\bar{X}_{SYS}
18	56	6	-	6	-	-	54,8
54	292	6	-	-	-	6	0,0
60	534	5	5	-	-	-	76,4
62	64	6	-	1	1	4	50,0
66	736	2	-	1	1	-	100,0
67	220	7	-	3	2	2	63,5
69	502	-	-	-	-	-	-
70	500	-	-	-	-	-	-
84	250	3	2	-	-	1	85,0
86	96	8	3	3	2	-	81,7

4.1.3.5. Arrhythmien und Schlagvolumenvarianzen

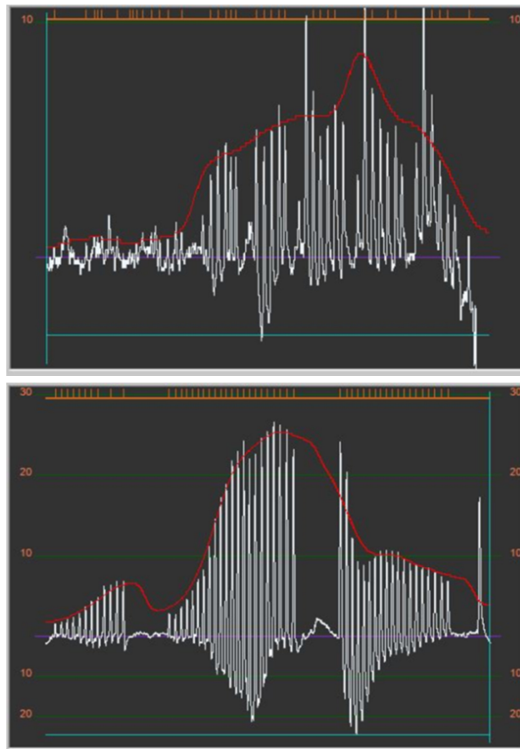
Der HDO Monitor stellt Differenzen im Schlagvolumen als unterschiedlich hohe Amplituden dar. Sind die Abstände der einzelnen Amplituden verschieden, so liegt möglicherweise eine Arrhythmie zugrunde (ERHARDT *et al.*, 2007). Während dieser Studie zeigten die Druckkurven von zwölf Papageien Anzeichen einer Arrhythmie, in sieben Fällen wurde diese auch akustisch während der Doppler-Messungen wahrgenommen. Dreimal fielen Unregelmäßigkeiten des Doppler-Shift-Signals auf welche in den Druckkurven des HDO Monitors jedoch nicht nachvollzogen werden konnten. Zusätzlich zeigten neun Untersuchungen Varianzen im Schlagvolumen, fünf dieser Vögel wiesen arrhythmische Druckkurven auf. Eine Auflistung der Tiere zeigt die Tabelle 4-23 (S. 94).

Tabelle 4-23: Übersicht der Tiere mit Arrhythmien und Varianzen des Schlagvolumens; Altersangabe in Monaten

D	ID	Spezies	Maßnahme	Alter	Sex	KG	\bar{X}_{Tu}	Arrhythmien	SVV	Kommentar Doppler-Flussmesser
1	63	A. autumnalis	T	adult	♂	394	4,85		H	Änderung der Signalqualität während der Messreihe
1	68	P. erithacus	S	4,0	♂	500	4,00	H		Keine Messung mit Doppler-Flussmesser
1	74	A. amazonica	S	4,7	♂	356	4,45	DF		Signal arrhythmisch
1	81	T. h. haematodus	S	3,6	♂	120	3,45	H	H	Kein Kommentar zur Signalqualität
2	3	C. g. triton	S	6,4	♀	576	4,75	H	H	Signal sehr leise
2	6	P. roseata	T	237,9	♂	66	2,20	H	H	Signal sehr leise, arrhythmisch
2	8	T. capistratus	S	3,3	♂	100	2,75		H	Änderung der Signalqualität während der Messung
2	10	A. nobilis	S	3,1	♂	150	3,45	DF	H	Signal arrhythmisch
2	14	E. r. polychloros	S	juvenil	♀	300	4,45	DF	H	Signal arrhythmisch
2	18	B. c. gustavi	S	2,6	♂	56	2,35	H		Signal schlecht abgrenzbar, arrhythmisch
2	19	B. c. gustavi	S	2,5	♂	60	2,55	H		D nicht messbar
2	27	P. erithacus	S	3,9	♂	518	4,85	DF		Signal arrhythmisch
2	28	P. erithacus	S	3,8	♂	566	4,95	DF		Signal arrhythmisch
2	30	A. o. oratrix	MC/D	309,5	♀	474	5,55	DF		Signal arrhythmisch
2	32	A. f. guatemalae	D	325	♀	682	5,85	H	H	Signal schlecht mit Nebengeräuschen, oszillierende Nadel
2	33	A. f. guatemalae	D	258,3	♂	678	6,75	H		Kein Kommentar zur Signalqualität
2	37	A. militaris	S/MC	6,4	♀	708	5,75	H	H	Signal arrhythmisch

D _{1/2}	Durchgang 1/2	S	Geschlechtsbestimmung	KG	Körpergewicht [g]	H	HDO Monitor
ID	Untersuchungsnummer	MC	Transponder	\bar{X}_{Tu}	Tibiotarsusumfang [cm]	DF	Doppler-Flussmesser
T	Therapie	D	Diagnostik	SW	Schlagvolumenvarianz		

Die nächsten beiden Abbildungen zeigen Beispiele für Druckkurven von denen angenommen wurde, dass es sich um Arrhythmien handelt. Zuletzt ist die Messung einer Gelbwangenamazone mit Schlagvolumenvarianzen dargestellt (ID 63). In der Vergrößerung (s. Abbildung 4-10 b) sind die Abweichungen der Amplitudenhöhe gut zu sehen.



Blauflügelsittich

Brotogeris c. gustavi, ID 19

60 g; \bar{x}_{TU} : 2,55 cm

Graupapagei

Psittacus erithacus, ID 27

518 g; \bar{x}_{TU} : 4,85 cm

Abbildung 4-9: Beispielhafte Darstellung zweier arrhythmischer Druckkurven

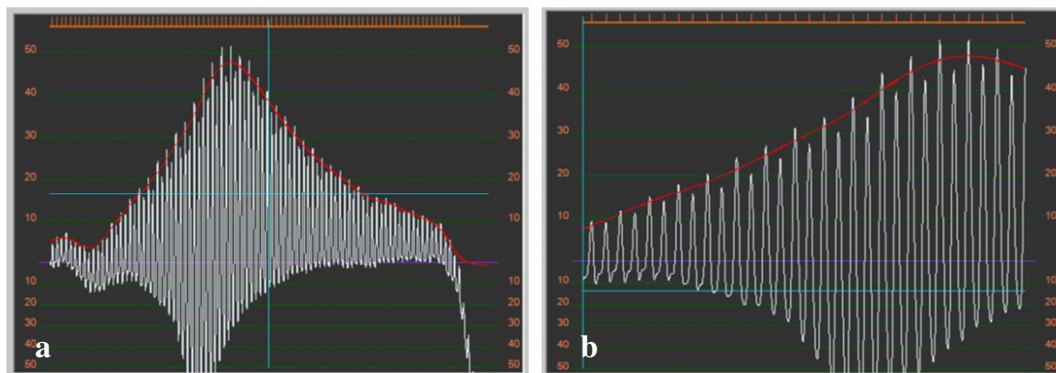


Abbildung 4-10: Schlagvolumenvarianz in der Druckkurve einer Gelbwangenamazone (*Amazona autumnalis*)

(ID 63; 394 g; \bar{x}_{TU} : 4,85 cm)

4.1.4. Beurteilung der Handhabung der Geräte

Hierfür wurde der Zeitraum zwischen Anlegen der Manschette bis zum Erhalt des ersten Messwertes evaluiert und in die folgenden Klassen eingeteilt: „einfach“

(Messung startete unverzüglich), „mittel“ (Wiederholungsmessung notwendig) und „schwierig“ (Messung war sehr aufwendig bzw. nicht möglich). Alle Ergebnisse wurden mit Anteils- und Chi-Quadrat-Tests auf Abhängigkeiten untersucht. Als Signifikanzniveau wurde $p = 0,05$ gewählt.

4.1.4.1. Handhabung des Doppler-Flussmessers

Die sich ergebende Bewertung und die zugehörigen Konfidenzintervalle sind in Tabelle 4-24 und Tabelle 4-25 dargestellt.

Tabelle 4-24: Beurteilung der Handhabung des Doppler-Flussmessers

Doppler	n_D	Klassen					
		einfach	%	mittel	%	schwierig	%
D₁	45	21	46,7 %	11	24,4 %	13	28,9 %
D₂	40	27	67,5 %	11	27,5 %	2	5,0 %
D₁₊₂	85	48	56,5 %	22	25,9 %	15	17,6 %

n_D Anzahl der beurteilten Doppler-Messungen

Tabelle 4-25: Konfidenzintervalle der Klassen der Doppler-Messungen

Doppler	Handhabung			
	Häufigkeit	Prozent	95 % KI	
			Unterer Wert	Oberer Wert
einfach	48	56,5 %	45,9 %	65,9 %
mittel	22	25,9 %	16,5 %	35,3 %
schwierig	15	17,6 %	9,4 %	25,9 %
Σ	85	100,0 %	100,0 %	100,0 %

KI Konfidenzintervall

Von insgesamt 85 beurteilten Messreihen erreichten nur etwas mehr als die Hälfte eine sehr gute Bewertung. Bei Betrachtung der einzelnen Messdurchgänge ist jedoch eine Verbesserung der Handhabung zu erkennen: Waren im ersten Durchgang zunächst nur 46,7 % „einfach“ durchzuführen, waren es im zweiten schon 67,5 %. Noch deutlicher wird dies in der Klasse „schwierig“: Wurden im ersten Messdurchgang noch 13 Messungen (28,9 %) als sehr aufwendig bewertet, waren es im zweiten nur noch zwei (5,0 %). Anteils- und Chi-Quadrat-Test bestätigen die bessere Handhabung des Doppler-Flussmessers im zweiten Durchgang. Dies beruhte v. a. auf der Abnahme der schwierigen Messungen. Aufgrund der vergleichsweise kleinen Anzahl an Beobachtungen ($n = 85$) muss

das Ergebnis des Chi-Quadrat-Tests nicht durch Cramér's V bestätigt werden.

Tabelle 4-26: Ergebnisse des Anteilstests, Vergleich der Merkmale Handhabung und Untersuchungszeitraum der Doppler-Messungen

Doppler	Durchgang		Σ
	1	2	
einfach	21 _a	27 _a	48
mittel	11 _a	11 _a	22
schwierig	13 _a	2 _b	15
Σ	45	40	85

Jeder tiefgestellte Buchstabe gibt eine Teilmenge von Durchgang Kategorien an, deren Spaltenanteile sich auf dem ,05-Niveau nicht signifikant voneinander unterscheiden.

Tabelle 4-27: Prüfung auf Abhängigkeiten der Merkmale Handhabung und Untersuchungszeitraum der Doppler-Messungen mittels Chi-Quadrat-Test

Doppler	Wert	df	p-Wert
χ^2	8,552 _a	2	0,014

a. 0 Zellen (,0 %) haben eine erwartete Häufigkeit kleiner 5. Die minimale erwartete Häufigkeit ist 7,06.

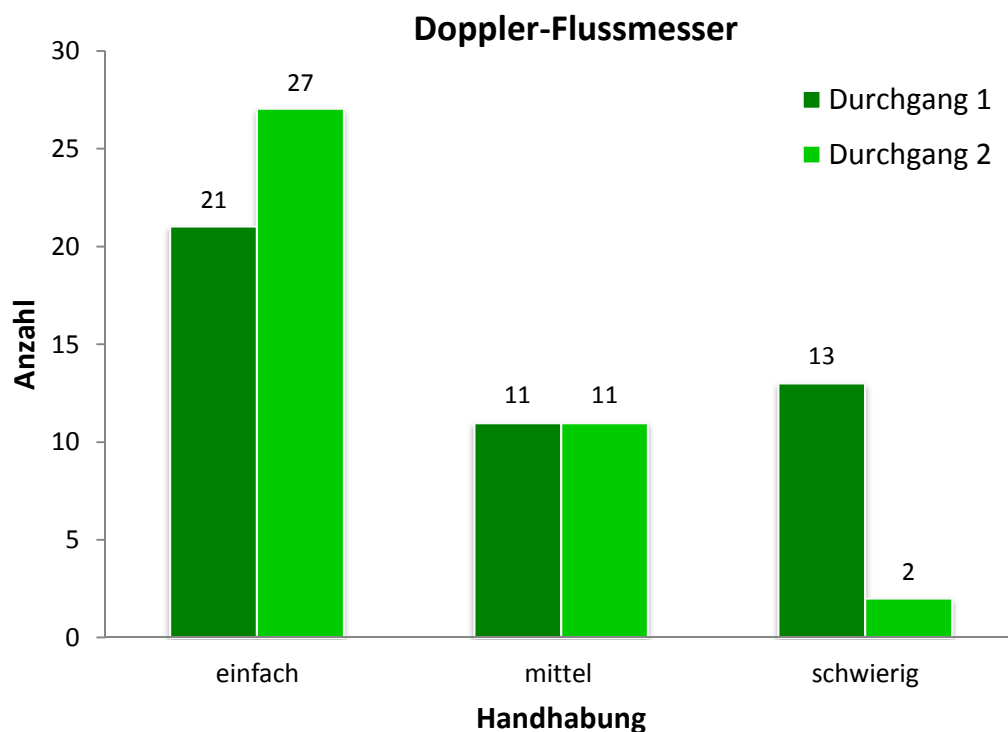


Abbildung 4-11: Vergleichende Darstellung der absoluten Häufigkeiten der Handhabung des Doppler-Flussmessers

Einfluss des Körpergewichts auf die Handhabung

Anhand der Teststatistiken (s. Tabelle 4-28) ist die Tendenz zu erkennen, dass die Handhabung vom Körpergewicht abhängig ist. Vermutlich führt die geringe Anzahl an Beobachtungen, v. a. in der Gruppe der schwersten Vögel, dazu, dass diese Abhängigkeit knapp nicht signifikant ist.

Tabelle 4-28: Ergebnisse des Anteilstests, Vergleich der Merkmale Handhabung und Körpergewicht der Doppler-Messungen

Doppler	Gewichtsgruppen				Σ
	- 200 g	- 400 g	- 700 g	- 1100 g	
einfach	8	22	12	6	48
mittel	5	11	3	3	22
schwierig	8	5	0	2	15
Σ	21	38	15	11	85

Tabelle 4-29: Prüfung auf Abhängigkeiten der Merkmale Handhabung und Körpergewicht der Doppler-Messungen mittels Chi-Quadrat-Test

Doppler	Wert	df	p-Wert
χ^2	11,187 _a	6	0,083

a. 5 Zellen (41,7 %) haben eine erwartete Häufigkeit kleiner 5. Die minimale erwartete Häufigkeit ist 1,94.

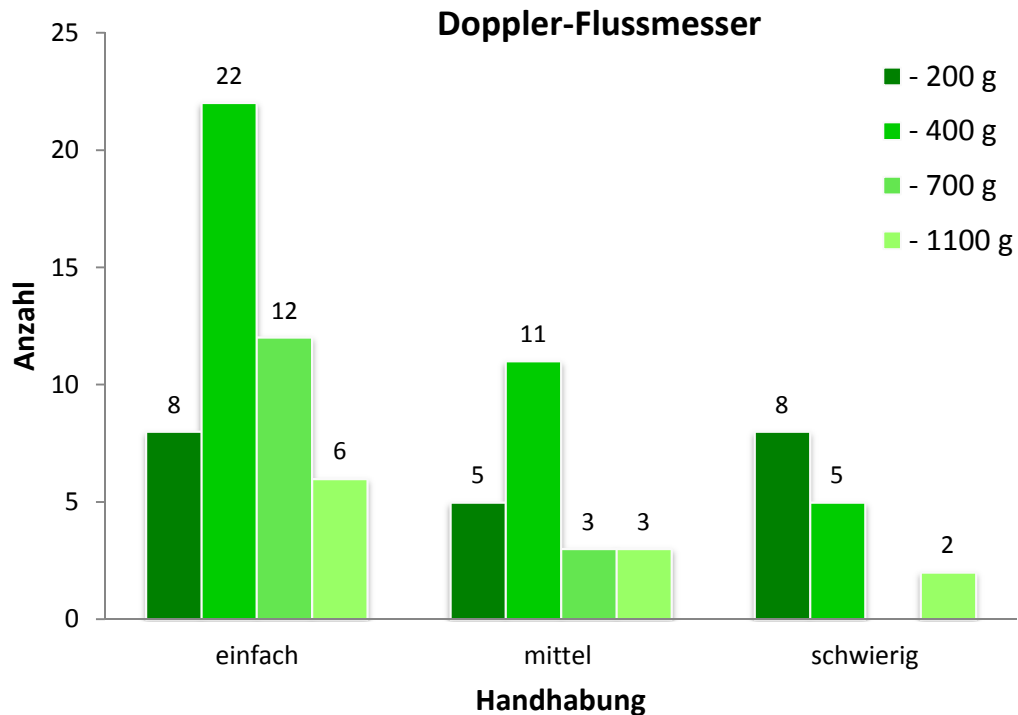


Abbildung 4-12: Zusammenfassende Darstellung der absoluten Häufigkeiten der Handhabung des Doppler-Flussmessers, unterteilt nach Körpergewicht

4.1.4.2. Handhabung des HDO Monitors

Tabelle 4-30 macht zunächst deutlich, dass die Messungen mit dem HDO Monitor schon zu Beginn der Untersuchungen gut funktionierten. Von 47 beurteilten Messungen waren 34 (72,3 %) bereits im ersten Durchgang „einfach“ durchzuführen, nur fünf Messungen (10,6 %) wurden als „mittel“ eingestuft. Allerdings konnten acht Messungen (9,2 %) von insgesamt 87 nur mit erheblichem Aufwand stattfinden, wobei in sieben Fällen letztlich kein Messergebnis erzielt wurde. Die Handhabung des HDO Monitors verbesserte sich im zweiten Durchgang. Von 40 Messungen konnten 92,5 % unverzüglich nach Anlegen der Manschette beginnen, keine der Messungen wurde als „schwierig“ bewertet.

Tabelle 4-30: Beurteilung der Handhabung des HDO Monitors

HDO	Klassen						
	n_H	einfach	%	mittel	%	schwierig	%
D ₁	47	34	72,3 %	5	10,6 %	8	17,0 %
D ₂	40	37	92,5 %	3	7,5 %	0	0,0 %
D ₁₊₂	87	71	81,6 %	8	9,2 %	8	9,2 %

n_H Anzahl der beurteilten HDO-Messungen

Tabelle 4-31: Konfidenzintervalle der Klassen der HDO-Messungen

HDO	Handhabung			
	Häufigkeit	Prozent	95 % KI	
			Unterer Wert	Oberer Wert
einfach	71	81,6 %	73,6 %	89,7 %
mittel	8	9,2 %	3,5 %	14,9 %
schwierig	8	9,2 %	3,4 %	16,1 %
Σ	87	100,0 %	100,0 %	100,0 %

Tabelle 4-32: Ergebnisse des Anteilstests, Vergleich der Merkmale Handhabung und Untersuchungszeitraum der HDO-Messungen

HDO	Durchgang		Σ
	1	2	
einfach	34 _a	37 _b	71
mittel	5 _a	3 _a	8
schwierig	8 _a	0 _b	8
Σ	47	40	87

Jeder tiefgestellte Buchstabe gibt eine Teilmenge von Durchgang Kategorien an, deren Spaltenanteile sich auf dem ,05-Niveau nicht signifikant voneinander unterscheiden.

Der Anteilstest bestätigt die Unterschiede der Ergebnisse zwischen beiden Durchgängen (s. Tabelle 4-32). Sie beruhen v. a. auf den Änderungen der Variablen „einfach“ und „schwierig“. Die Differenzen sind signifikant (s. Tabelle 4-33).

Tabelle 4-33: Prüfung auf Abhängigkeiten der Merkmale Handhabung und Untersuchungszeitraum der HDO-Messungen mittels Chi-Quadrat-Test

HDO	Wert	df	p-Wert
χ^2	8,116 _a	2	0,017

a. 4 Zellen (66,7 %) haben eine erwartete Häufigkeit kleiner 5. Die minimale erwartete Häufigkeit ist 3,68.

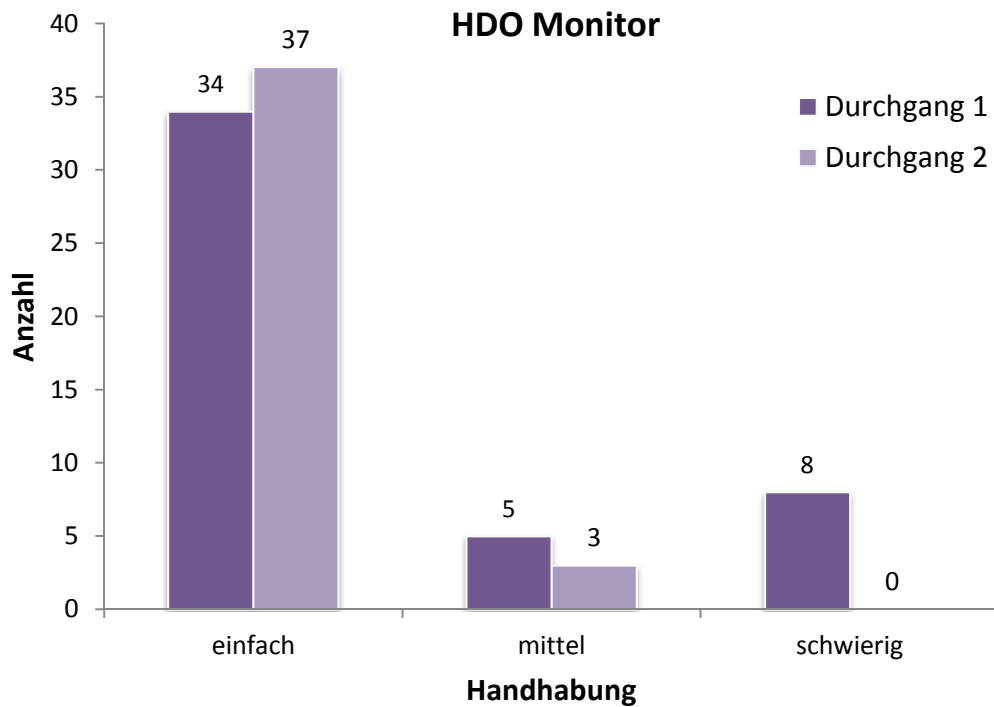


Abbildung 4-13: Vergleichende Darstellung der absoluten Häufigkeiten der Handhabung des HDO Monitors

Bei 21 von 47 Messreihen des ersten Durchganges wurde die Manschette des HDO Monitors zusätzlich mit Klebeband fixiert. Diese Messungen sind in Tabelle 4-34 aufgeführt.

Tabelle 4-34: Beurteilung der Handhabung der HDO-Messungen mit Klebeband im ersten Durchgang

HDO	einfach	Klassen mittel	schwierig
T_{D1}	13	3	5
$\% T_{D1}$	61,9 %	14,3 %	23,8 %
$\%_{D1}$	27,7 %	6,4 %	10,6 %
$\%_{Ges}$	14,9 %	3,4 %	5,7 %
$\%_{K D1}$	38,2 %	60,0 %	62,5 %

T_{D1} Anzahl der Messungen mit Klebeband in D_1

% Anteil an den Tape-Messungen ($\% T_{D1}$), an D_1 ($\%_{D1}$), an Gesamtzahl ($\%_{Ges}$), an Gesamtzahl der jeweiligen Handhabungsklasse ($\%_{K D1}$)

Trotz dieser zusätzlichen Maßnahme wurde die Anwendung in 13 Fällen nicht erschwert. Drei Messungen wurden als „mittel“ klassifiziert, da Fehlermeldungen („E2“, $n = 2$) Wiederholungsmessungen erforderlich machten und sich bei einer

Messung die Manschette löste. Bedeutsamer erscheint, dass fünf von acht mit „schwierig“ bewerteten Messungen des ersten Durchganges in diesen Zeitraum fallen (62,5 %). Grund für diese Bewertung waren fortlaufende Fehlermeldungen des HDO Monitors („E3“, „Signalamplitude zu klein“) und ausbleibende Messergebnisse.

Einfluss des Körpergewichts auf die Handhabung

Dem Ergebnis des Chi-Quadrat-Tests zufolge besteht kein Zusammenhang zwischen dem Gewicht der Vögel und der Handhabung des HDO Monitors.

Tabelle 4-35: Ergebnisse des Anteilstests, Vergleich der Merkmale Handhabung und Körpergewicht der HDO-Messungen

HDO	Gewichtsgruppen				Σ
	- 200 g	- 400 g	- 700 g	- 1100 g	
einfach	15	31	15	10	71
mittel	4	4	0	0	8
schwierig	2	3	2	1	8
Σ	21	38	17	11	87

Tabelle 4-36: Prüfung auf Abhängigkeiten der Merkmale Handhabung und Körpergewicht der HDO-Messungen mittels Chi-Quadrat-Test

HDO	Wert	df	p-Wert
χ^2	5,534 _b	6	0,477

b. 8 Zellen (66,7 %) haben eine erwartete Häufigkeit kleiner 5. Die minimale erwartete Häufigkeit ist 1,01.

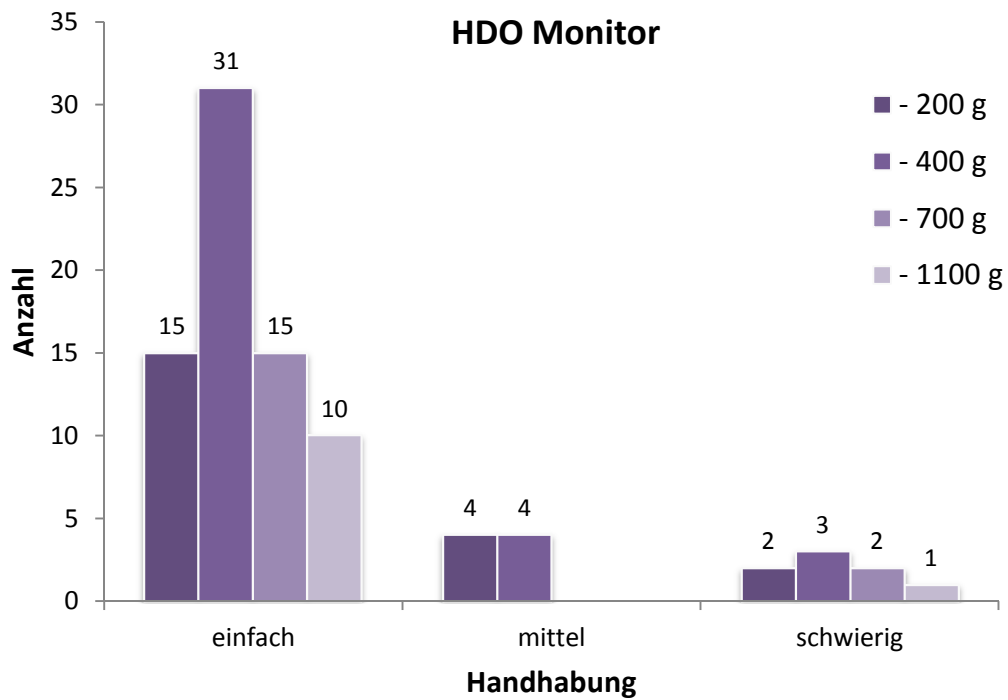


Abbildung 4-14: Zusammenfassende Darstellung der absoluten Häufigkeiten der Handhabung des HDO Monitors, unterteilt nach Körpergewicht

Ursachen für die Bewertung einer Messung mit „schwierig“

Bei der Anwendung beider Messmethoden traten verschiedene Schwierigkeiten auf, welche teilweise auch nach mehreren Versuchen nicht behoben werden konnten (s. Tabelle 4-37).

Tabelle 4-37: Ursachen für die Bewertung der Messungen beider Geräte mit „schwierig“

	Doppler				HDO
	kS	sQ	V	A	Fm
D₁	10	1	2	0	8
D₂	0	1	0	1	0

kS kein Signal

sQ schlechte Qualität des Signals

V Verrutschen

A Anatomie

Die vorangegangene Tabelle zeigt, dass v. a. die Qualität des Doppler-Shift-Signals für den zügigen Ablauf einer Doppler-Messung maßgeblich war („kS“, „sQ“). Bei zehn von 15 Messreihen konnte trotz wiederholten Versuchen kein Pulssignal festgestellt werden, das entspricht einem Anteil an den „schwierigen“ Messungen von 66,7 %. In zwei Fällen verrutschte die Manschette während des

Aufpumpens unentwegt so stark, dass keine Messergebnisse ermittelt werden konnten. Des Weiteren spielten auch anatomische Eigenarten eine Rolle („A“). Im Gegensatz zur Doppler-Messung war für die schlechte Bewertung der HDO-Messungen immer dieselbe Fehlermeldung („E3“) ursächlich.

4.1.4.3. Vergleich der Handhabung beider Geräte

Zunächst wurden die Bewertungen für beide Geräte in einem Balkendiagramm zusammengefasst (s. Abbildung 4-15).

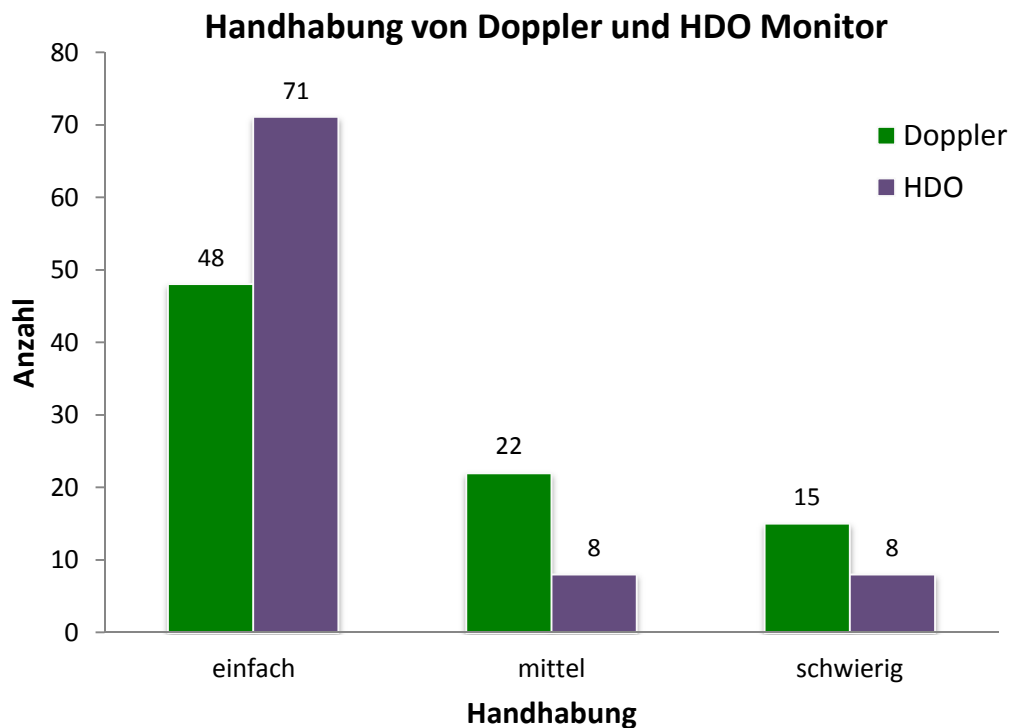


Abbildung 4-15: Vergleichende Darstellung der absoluten Häufigkeiten der Handhabung beider Messgeräte

Die Betrachtung der absoluten Häufigkeiten kann täuschen, da mehr Einzelmessungen des HDO Monitors vorlagen. Eine genaue Aussage ist nur nach statistischer Prüfung möglich.

Sowohl der Anteils- als auch der Chi-Quadrat-Test belegen signifikante Unterschiede zwischen den Geräten bzgl. ihrer Handhabung, wobei diese beim HDO Monitor besser war. Es besteht ein mittlerer Zusammenhang zwischen der Handhabung und dem verwendeten Messgerät ($V = 0,276$).

Tabelle 4-38: Ergebnisse des Anteilstests, Vergleich der Merkmale Handhabung und Messgerät

	Messgerät		Σ
	Doppler	HDO	
einfach	48 _a	71 _b	119
mittel	22 _a	8 _b	30
schwierig	15 _a	8 _a	23
Σ	85	87	172

Jeder tiefgestellte Buchstabe gibt eine Teilmenge von Messgerät-Kategorien an, deren Spaltenanteile sich auf dem ,05-Niveau nicht signifikant voneinander unterscheiden.

Tabelle 4-39: Prüfung auf Abhängigkeiten der Merkmale Handhabung und Messgerät mittels Chi-Quadrat-Test

	Wert	df	p-Wert
χ^2	13,088 _a	2	0,001
Cramér's V	0,276		0,001

a. 0 Zellen (,0 %) haben eine erwartete Häufigkeit kleiner 5. Die minimale erwartete Häufigkeit ist 11,37.

Handhabung der Manschetten

Die verwendeten Manschetten wiesen eine Breite von 3,0 cm (HDO Monitor), bzw. 3,3 cm (Doppler-Flussmesser) auf. Zum Erhalt korrekter Messwerte sollte die Manschettenbreite in etwa 40 % des Gliedmaßenumfangs betragen (s. Kapitel 2.5.3.2, S. 29). In der vorliegenden Studie war diese Voraussetzung bei keinem der Vögel gegeben, selbst bei dem größten gemessenen mittleren Tibiotarsusumfang von 6,75 cm (*Amazona f. guatemalae*, ID 33, 678 g) hätte die Manschette nur 2,7 cm breit sein dürfen. Die Manschetten ließen sich umso schwieriger anlegen, je kleiner die Vögel waren. Wie die folgenden Grafiken zeigen, betraf dies insbesondere Messungen des Doppler-Flussmessers bei Papageien unter 100 g Körpergewicht ($\bar{x}_{TU} < 3,0$ cm, s. Abbildung 4-16 und Abbildung 4-17, S. 106).

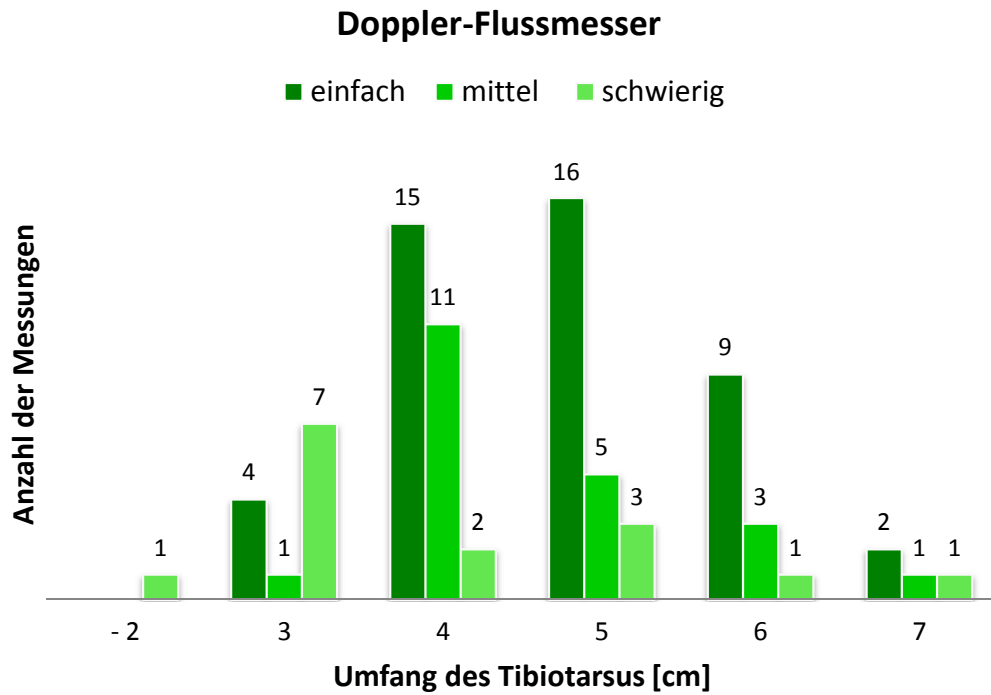


Abbildung 4-16: Bewertung der Handhabung des Doppler-Flussmessers, gruppiert nach Umfang der Ständer

(n = 82)

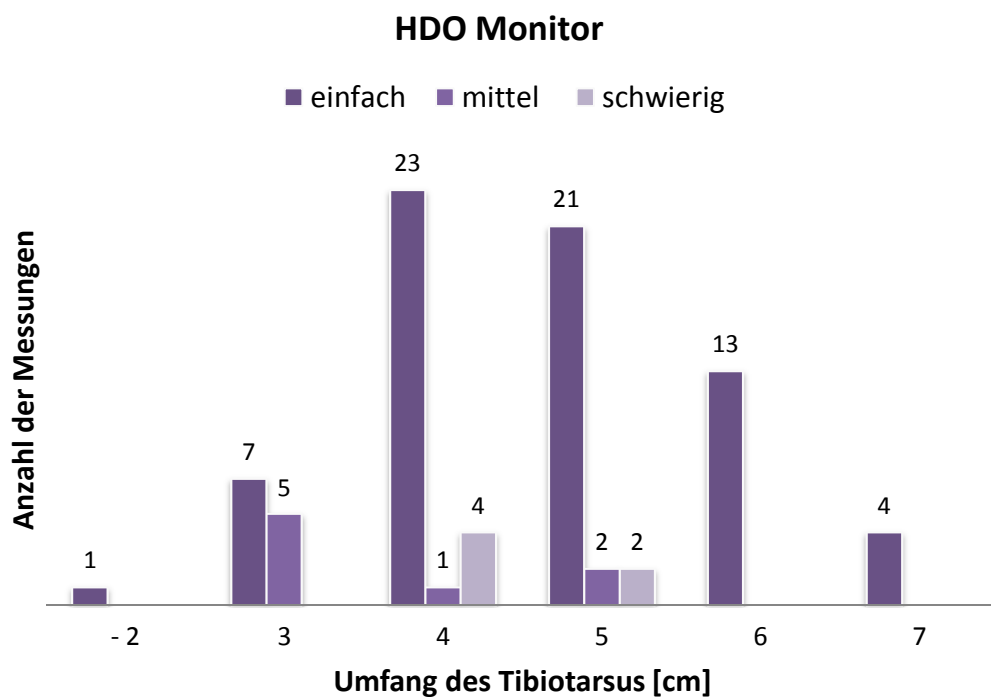


Abbildung 4-17: Bewertung der Handhabung des HDO Monitors, gruppiert nach Umfang der Ständer

(n = 82)

4.1.5. Untersuchungszeit

Bei beiden Messmethoden wurden die pro Tier durchgeführten Einzelmessungen entsprechend ihrer Anzahl gruppiert („ n_E “) und die Messzeiten addiert. Anschließend wurden Mittelwert („ \bar{X} “), Median („ X_{MED} “) und Standardabweichung („ SD “) berechnet. Zusätzlich wurden die kürzesten („ Min “) und längsten („ Max “) Messungen pro Gruppe ermittelt. Die nachfolgenden Tabellen stellen die Ergebnisse für jedes Gerät dar, die Spalte n_I beinhaltet die Anzahl der untersuchten Vögel pro Gruppe. Die Angabe der Zeiten erfolgt in Minuten und Sekunden. Es handelt sich um Mindestzeiten, welche die für den Manschettenwechsel benötigte Zeit nicht berücksichtigen. Der Vergleich der Ablasszeiten zwischen den Runden eines Gerätes und zwischen den Messgeräten erfolgte mit einem Mann-Whitney-U-Test („M-W-U“), das Signifikanzniveau war $p = 0,05$.

4.1.5.1. Dauer der Messungen mit dem Doppler-Flussmesser

Von 86 Messreihen mit dem Doppler konnten die Zeiten von 72 verwendet werden, bei 14 Tieren wurden keine Ablasszeiten notiert.

Tabelle 4-40: Dauer der Blutdruckmessungen mit dem Doppler-Flussmesser im gesamten Untersuchungszeitraum

Doppler		Messdauer [mm:ss]				
n_E	n_I	\bar{X}	X_{MED}	SD	Min	Max
2	5	02:46	02:19	01:22	01:47	05:10
3	4	03:53	03:49	00:19	03:35	04:18
4	5	05:16	05:32	00:23	04:49	05:35
5	4	07:37	07:23	01:04	06:38	09:04
6	30	08:26	08:28	00:46	07:00	10:33
7	21	09:58	09:51	00:43	08:50	12:10
8	2	12:44	12:44	00:41	12:15	13:13
9	1	14:59	14:59	-	14:59	14:59

n_E / n_I Anzahl der Einzelmessungen / Individuen

Tabelle 4-41: Dauer der Blutdruckmessungen mit dem Doppler-Flussmesser im ersten Durchgang

Doppler		Messdauer [mm:ss]				
n_E	n_I	\bar{X}	X_{MED}	SD	Min	Max
2	5	02:46	02:19	01:22	01:47	05:10
3	4	03:53	03:49	00:19	03:35	04:18
4	5	05:16	05:32	00:23	04:49	05:35
5	3	07:35	07:02	01:18	06:38	09:04
6	10	08:49	08:59	00:34	07:52	09:30
7	5	10:23	10:03	01:04	09:23	12:10
8	1	13:13	13:13	-	13:13	13:13
9	1	14:59	14:59	-	14:59	14:59

n_{Ges} 34

Tabelle 4-42: Dauer der Blutdruckmessungen mit dem Doppler-Flussmesser im zweiten Durchgang

Doppler		Messdauer [mm:ss]				
n_E	n_I	\bar{X}	X_{MED}	SD	Min	Max
5	1	07:44	07:44	-	07:44	07:44
6	20	08:13	08:13	00:47	07:00	10:33
7	16	09:50	09:48	00:33	08:50	10:55
8	1	12:15	12:15	-	12:15	12:15

n_{Ges} 38

Die Messungen dauerten je nach Anzahl der Einzelmessungen durchschnittlich 8,5 (sechs Messungen) bis ca. 15 Minuten (neun Messungen). Variierende Ablasszeiten innerhalb der Messreihen bedingten die große Spannweite der Untersuchungszeiten (s. Tabelle 4-40, S. 107).

Ablasszeit

Die benötigte Zeit für den Druckablass der Manschette während einer Messung reichte von 12 bis 190 Sekunden und lag im Mittel bei 35,8 Sekunden (SD = 16,6 s).

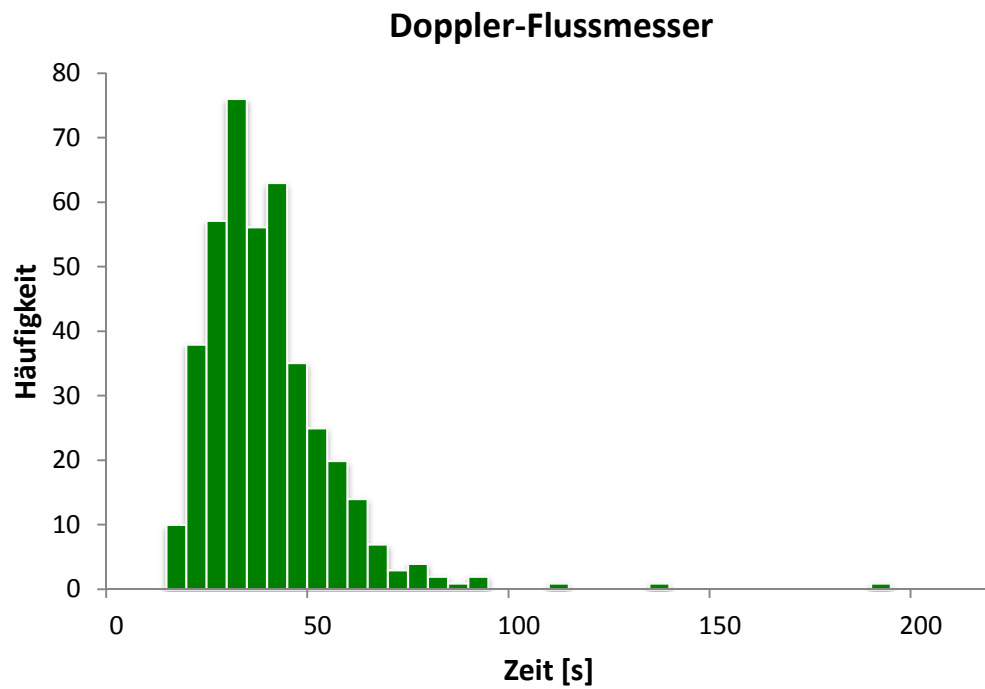


Abbildung 4-18: Histogramm zur Dauer der Einzelmessungen mit dem Doppler-Flussmesser

Wie Abbildung 4-19 (S. 110) zeigt, wurden die Messungen im zweiten Durchgang insgesamt etwas schneller durchgeführt, die Streuung der Zeiten verringerte sich und die Spannweite wurde ebenfalls kleiner (s. auch Tabelle 4-43, S. 110).

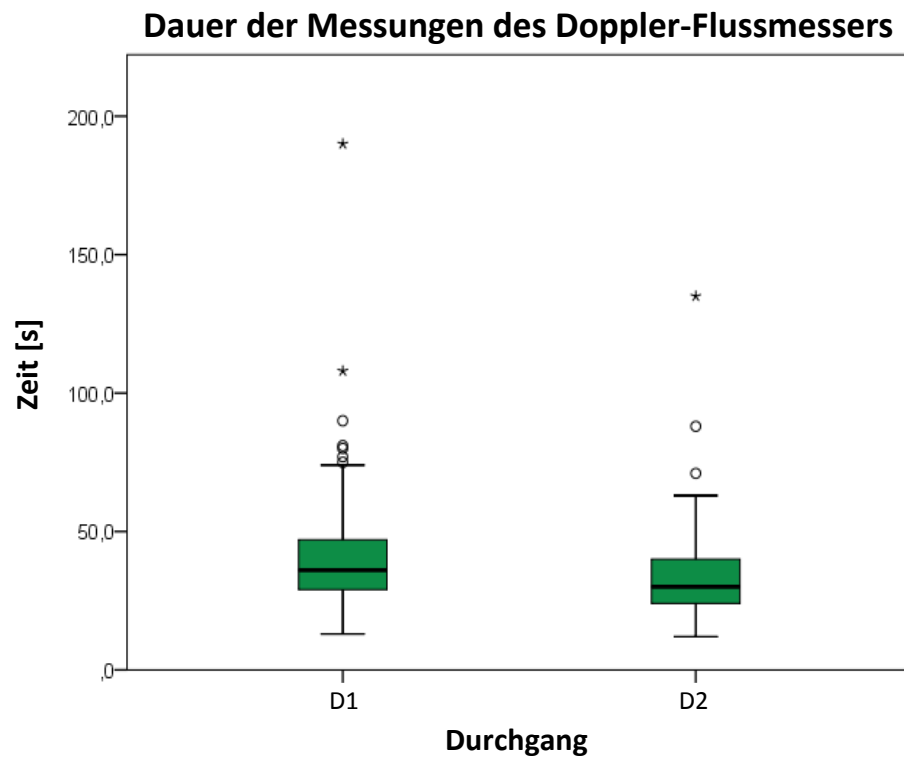


Abbildung 4-19: Boxplots zu den Ablasszeiten der Doppler-Messungen beider Durchgänge

Tabelle 4-43: Zusammenfassung der Daten zur Ablasszeit beider Durchgänge des Doppler-Flussmessers

Doppler		D ₁ [s]	D ₂ [s]
\bar{X}		39,8	33,0
95 % KI	Untergrenze	36,9	31,3
	Obergrenze	42,7	34,8
X_{MED}		36,0	30,0
SD		19,4	13,8
Min		13,0	12,0
Max		190,0	135,0
R		177,0	123,0

R Spannweite

Für den Vergleich beider Durchgänge wurde ein nicht-parametrisches Verfahren gewählt, da die Daten nicht normalverteilt waren. Der Mann-Whitney-U-Test bestätigt die bereits vermutete Differenz der Ablasszeiten beider Untersuchungszeiträume. Sie unterscheiden sich signifikant ($p = 0,000$).

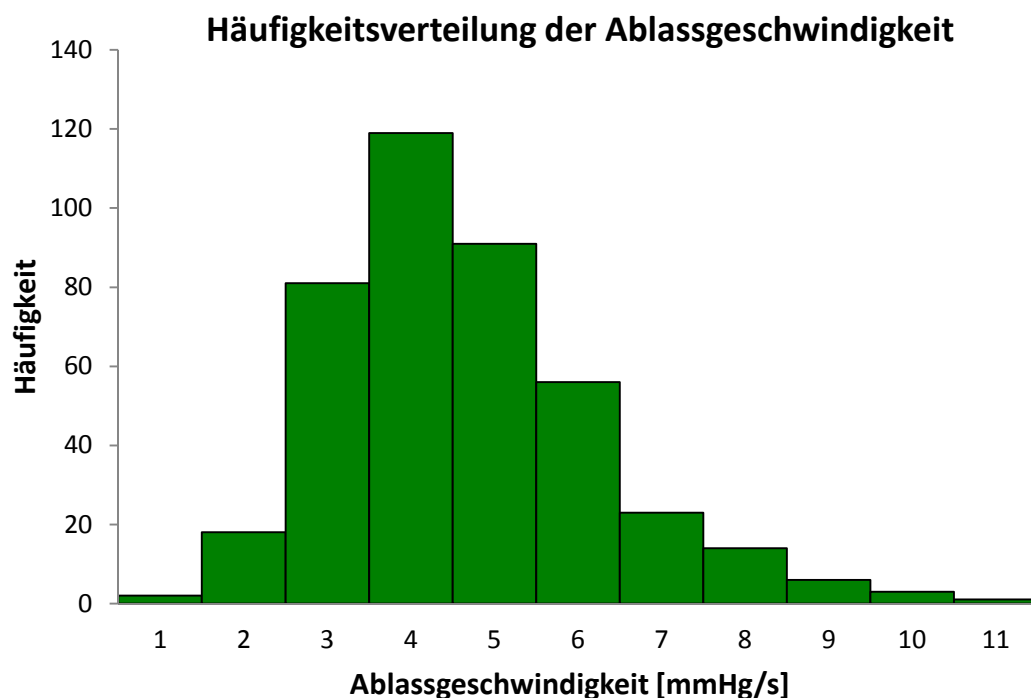
Tabelle 4-44: Prüfung auf Differenzen der Merkmale Ablasszeit und Durchgang der Doppler-Messungen mittels Mann-Whitney-U-Test

Doppler		Ränge			Teststatistik	
		n	Mittlerer Rang	Rangsumme	M-W-U	p
Zeit [s]	D ₁	171	239,07	40881,5	15719,5	0,000
	D ₂	245	187,16	45854,5		

M-W-U Mann-Whitney-U-Test

Geschwindigkeit des Druckablasses

Bei 414 Messungen wurde der Druck mit durchschnittlich 4,0 mmHg pro Sekunde abgelassen. Die Spannweite über alle Messungen reichte von 0,8 mmHg/s bis 10,8 mmHg/s (Messdauer: 12,0 s bzw. 190,0 s), wie Abbildung 4-20 zeigt. Innerhalb einer Messreihe lag die Differenz im Mittel bei 3,5 mmHg/s, wobei die maximale Spannweite 8,2 mmHg/s betrug (minimale Spannweite: 0,1 mmHg/s).

**Abbildung 4-20: Geschwindigkeit des Druckablasses der Manschette des Doppler-Flussmessers im gesamten Untersuchungszeitraum**

(n = 414)

4.1.5.2. Dauer der Messungen mit dem HDO Monitor

Für die Berechnung der Untersuchungszeit wurden die Dauer der Einzelmessungen (n = 654) einer Messreihe und die dazwischen eingehaltenen einminütigen Messpausen addiert. Es wurden Daten von 82 Vögeln ausgewertet.

Tabelle 4-45: Dauer der Blutdruckmessungen mit dem HDO Monitor im gesamten Untersuchungszeitraum

HDO		Messdauer [mm:ss]				
n_E	n_I	\bar{X}	X_{MED}	SD	Min	Max
2	1	01:33	01:33	-	01:33	01:33
3	2	02:38	02:38	00:01	02:38	02:39
5	1	05:01	05:01	-	05:01	05:01
6	18	06:20	06:12	00:18	06:05	07:08
7	18	07:42	07:29	00:23	07:23	08:30
8	11	08:50	08:34	00:37	00:00	10:11
9	8	09:52	09:46	00:16	09:46	10:30
10	13	11:09	11:02	00:22	10:44	11:54
11	4	12:04	12:02	00:09	11:54	12:16
12	5	13:28	13:19	00:29	13:11	14:20
13	1	14:30	14:30	-	14:30	14:30

n_E / n_I Anzahl der Einzelmessungen / Individuen

Tabelle 4-46: Dauer der Blutdruckmessungen mit dem HDO Monitor im ersten Durchgang

HDO		Messdauer [mm:ss]				
n_E	n_I	\bar{X}	X_{MED}	SD	Min	Max
2	1	01:33	01:33	-	01:33	01:33
3	1	02:38	02:38	-	02:38	02:38
5	1	05:01	05:01	-	05:01	05:01
6	8	06:16	06:12	00:17	06:05	06:57
7	5	07:54	07:57	00:28	07:23	08:28
8	4	09:19	09:16	00:52	08:34	10:11
9	4	09:47	09:46	00:03	09:46	09:51
10	11	11:08	11:02	00:20	10:52	11:54
11	3	12:04	12:02	00:11	11:54	12:16
12	3	13:14	13:13	00:04	13:11	13:19
13	1	14:30	14:30	-	14:30	14:30

n_{Ges} 42

Tabelle 4-47: Dauer der Blutdruckmessungen mit dem HDO Monitor im zweiten Durchgang

HDO		Messdauer [mm:ss]				
n_E	n_I	\bar{X}	X_{MED}	SD	Min	Max
3	1	02:39	02:39	-	02:39	02:39
6	10	06:24	06:15	00:19	06:05	07:08
7	13	07:37	07:26	00:21	07:23	08:30
8	7	08:33	08:34	00:06	08:25	08:43
9	4	09:57	09:46	00:22	09:46	10:30
10	2	11:12	11:12	00:39	10:44	11:40
11	1	12:02	12:02	-	12:02	12:02
12	2	13:49	13:49	00:43	13:19	14:20

 n_{Ges} 40

Für die Erstellung einer vollständigen Messreihe mit sechs Einzelmessungen benötigte der HDO Monitor durchschnittlich zwischen sechs und sieben Minuten.

Ablasszeit

Eine Einzelmessung war, abhängig von der Höhe des Blutdrucks und der gewählten Ablassgeschwindigkeit, durchschnittlich in 10,8 (18 mmHg/s), 16,3 (12 mmHg/s) oder 21,5 (9 mmHg/s) Sekunden abgeschlossen. Wie bereits beschrieben, wurden durch den Untersucher keine Änderungen der Messparameter vorgenommen. Dem HDO Monitor diente die erste Messung einer Reihe als Kalibrierungsmessung, an die er die Parameter der nachfolgenden Messungen anpasste. Bei 85,6 % dieser ersten Messungen wurde der Manschettendruck mit 12 mmHg/s abgelassen. Lag die dabei gemessene Pulsfrequenz über 200 S/min wurde die Geschwindigkeit auf 18 mmHg/s erhöht, lag der Puls darunter, wählte der HDO Monitor 9 mmHg/s. Im Mittel dauerte eine Messung mit dem HDO Monitor 13,2 Sekunden ($SD = 3,5$ s), die Spannweite betrug 14,2 Sekunden.

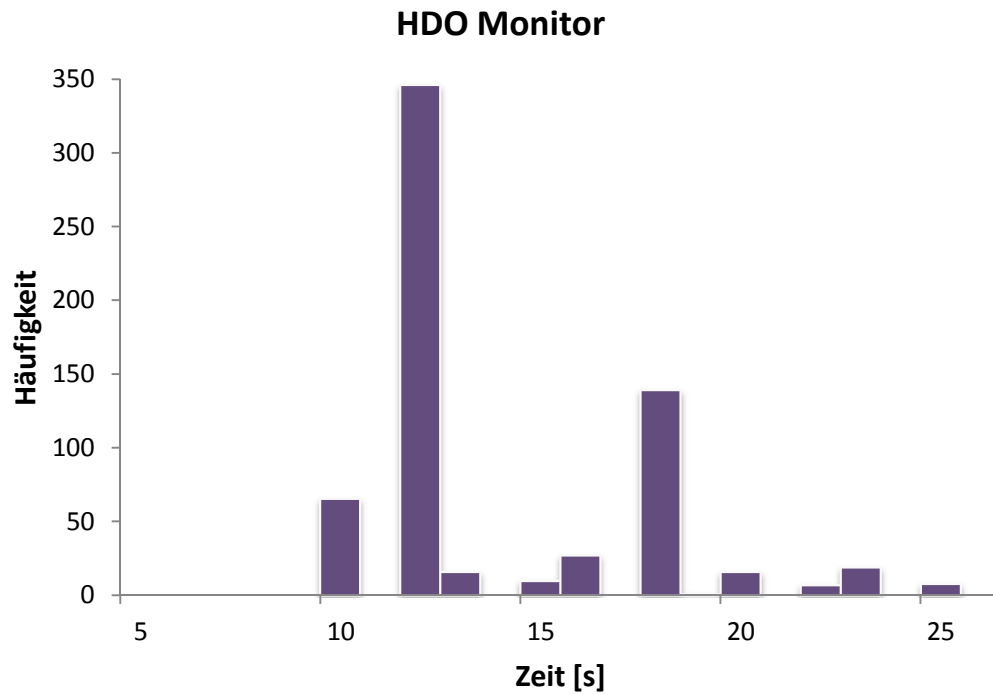


Abbildung 4-21: Histogramm zur Dauer der Einzelmessungen mit dem HDO Monitor

Eine getrennte Betrachtung der Durchgänge erfolgte ebenfalls. Wie Tabelle 4-48 und Abbildung 4-22 auf der nachfolgenden Seite zeigen, unterschieden sie sich nur geringfügig. Der Mann-Whitney-U-Test bestätigt, dass kein statistisch signifikanter Unterschied zwischen den Ablasszeiten beider Durchgänge bestand ($p = 0,189$).

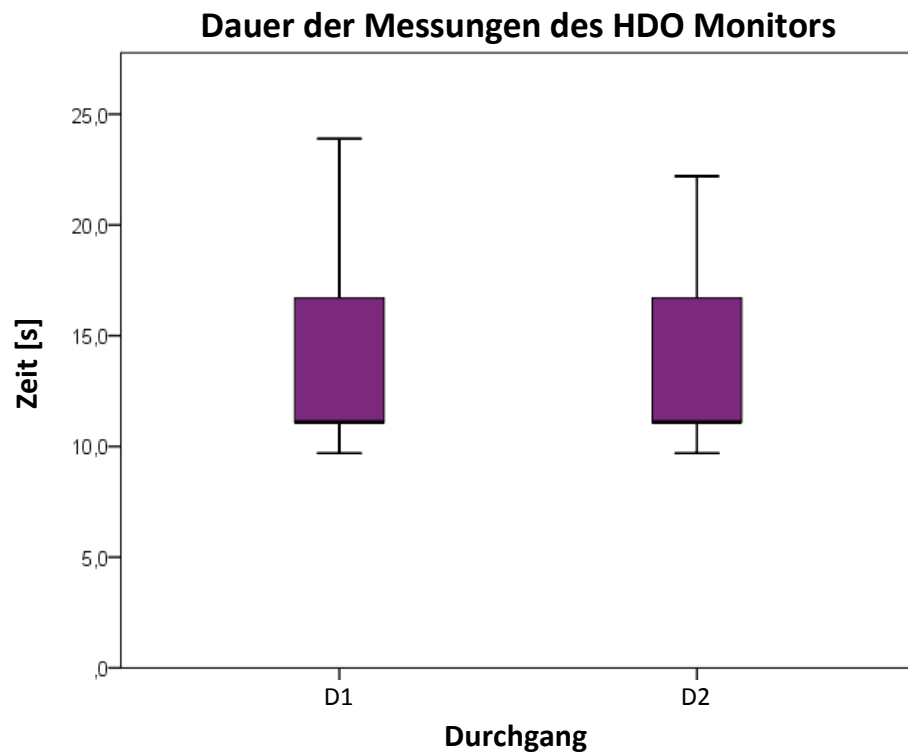


Abbildung 4-22: Boxplots zu den Ablasszeiten der HDO-Messungen beider Durchgänge

Tabelle 4-48: Zusammenfassung der Daten zur Ablasszeit beider Durchgänge des HDO Monitors

HDO		D ₁ [s]	D ₂ [s]
\bar{X}		13,1	13,2
95 % KI	Untergrenze	12,7	12,9
	Obergrenze	13,5	13,6
X_{MED}		11,1	11,1
SD		3,7	3,2
Min		9,7	9,7
Max		23,9	22,2
R		14,2	12,5

R Spannweite

Tabelle 4-49: Prüfung auf Differenzen zwischen den Ablasszeiten beider Durchgänge der HDO-Messungen mittels Mann-Whitney-U-Test

HDO		Ränge			Teststatistik	
		n	Mittlerer Rang	Rangsumme	M-W-U	p
Zeit [s]	D ₁	353	318,98	112599	50118,0	0,189
	D ₂	301	337,5	101586		

M-W-U Mann-Whitney-U-Test

Häufigkeitsverteilung der Ablassgeschwindigkeit

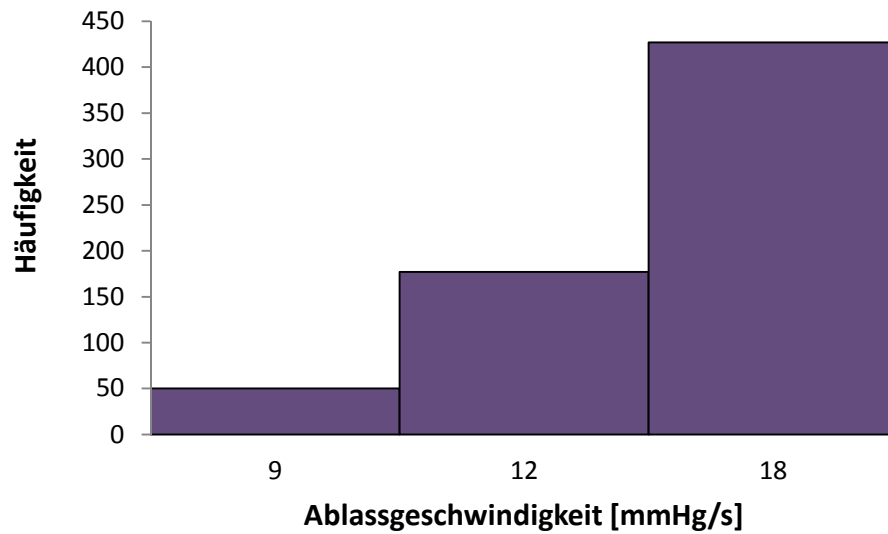


Abbildung 4-23: Geschwindigkeit des Druckablasses der Manschette des HDO Monitors im gesamten Untersuchungszeitraum

(n = 654)

4.1.5.3. Vergleich der Ablasszeiten beider Geräte

Anhand der nachfolgenden Abbildung 4-24 ist offensichtlich, dass die Ablasszeiten des HDO Monitors kleiner als die des Dopplers waren, weniger Streuung und keine Ausreißer aufwiesen (s. auch Tabelle 4-50, S. 117). Das Ergebnis des Mann-Whitney-U-Tests zeigt, dass sich die Zeiten beider Geräte signifikant voneinander unterschieden ($p = 0,000$).

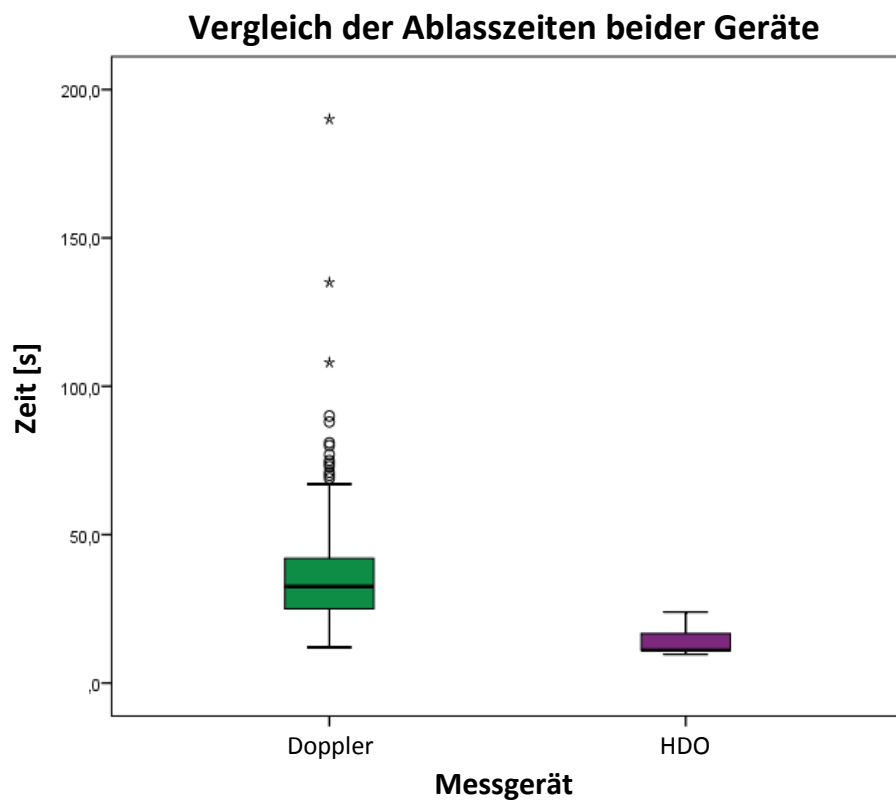


Abbildung 4-24: Boxplots der Ablasszeiten von Doppler-Flussmesser und HDO Monitor

Tabelle 4-50: Zusammenfassung der Daten zu den Ablasszeiten beider Messgeräte

		Doppler [s]	HDO [s]
\bar{X}		35,8	13,2
95 % KI	Untergrenze	34,2	12,9
	Obergrenze	37,4	13,4
X_{MED}		32,5	11,1
SD		16,6	3,5
Min		12,0	9,7
Max		190,0	23,9
R		178,0	14,2

R Spannweite

Tabelle 4-51: Vergleich der Ablasszeiten beider Messgeräte mittels Mann-Whitney-U-Test

		Ränge			Teststatistik	
		n	Mittlerer Rang	Rangsumme	M-W-U	p
Zeit [s]	Doppler	416	849,24	353282	5518,0	0,000
	HDO	654	335,94	219703		

M-W-U Mann-Whitney-U-Test

4.2. Variabilität der Blutdruckparameter

In diesem Kapitel werden zunächst die gewonnenen Messwerte dargestellt. Anschließend folgen die Berechnungen des Messfehlers und der Wiederholbarkeit sowie der Vergleich der Standardabweichungen beider Messgeräte. Nach dem Vergleich der Messmethoden wird die Beeinflussung des Blutdrucks durch das Geschlecht und Körpergewicht der Vögel untersucht.

Alle Angaben zu Ergebnissen der Blutdruckparameter (Standardabweichungen, Messfehler, Mindestabstand, Bias und Limits of Agreement) erfolgen in mmHg, während die Werte für die Pulsfrequenzen in Schlägen pro Minute (S/min) angegeben werden. Als Signifikanzniveau der durchgeführten statistischen Tests wurde stets $p = 0,05$ gewählt.

Um die Ergebnisse der Berechnungen beider Messgeräte gegenüber stellen zu können, müssen die Stichproben bestimmte Voraussetzungen erfüllen. Sie müssen sowohl dieselben Tiere enthalten als auch eine identische Anzahl an Messwiederholungen bei beiden Messgeräten aufweisen. Stichprobe 1, im nachfolgenden Text **Gruppe 1** genannt, enthält Daten beider Geräte von 36 Vögeln mit jeweils sechs Messwiederholungen ($n_{\text{Wdh}} = 6$). Demgegenüber berücksichtigt **Gruppe 2** nur Ergebnisse des HDO Monitors (59 Vögel, $n_{\text{Wdh}} = 6$). Im Zuge der Berechnungen zur Wiederholbarkeit wurden zusätzlich Messwertpaare beider Geräte verwendet. Insgesamt wurden bei 48 Papageien mit beiden Geräten je zwei Messwerte pro Runde erzielt (**Gruppe 3**, $n_{\text{Wdh}} = 4$).

Tabelle 4-52: Anzahl der in Gruppe 1, 2, bzw. 3 pro Gerät enthaltenen Messreihen

	D ₁	D ₂	Gesamt	Stichprobe
Doppler / HDO	8	28	36	Gruppe 1
HDO	23	36	59	Gruppe 2
Doppler / HDO	12	36	48	Gruppe 3

4.2.1. Messwerte

Zunächst wurden für die untersuchten Unterfamilien ($n = 4$) die Mittelwerte der Messwerte mit Standardabweichung, Minima und Maxima bestimmt (s. Tabelle 4-53, S. 119).

Tabelle 4-53: Zusammenfassende Darstellung der Blutdruckwerte der Unterfamilien

Unterfamilie		Blutdruckparameter				
		SYS D	SYS H	MAP H	DIA H	Puls H
Cacatuinae	n	17	16	15	15	15
	\bar{X}	98,2	116,8	92,2	76,8	285,4
	SD	22,3	25,4	19,1	16,9	103,1
	Minimum	67,3	62,0	46,0	35,0	139,3
	Maximum	155,7	161,2	123,8	104,0	439,1
	SE (\bar{X})	5,41	6,36	4,93	4,35	26,63
Loriinae	n	7	11	10	10	10
	\bar{X}	89,6	113,1	81,1	62,0	358,9
	SD	16,9	15,2	13,9	13,2	14,4
	Minimum	71,5	92,0	64,4	43,8	200,2
	Maximum	118,0	138,1	106,0	85,7	584,9
	SE (\bar{X})	6,39	4,58	4,41	4,18	45,39
Nestorinae	n	1	1	1	1	1
	\bar{X}	86,7	103,1	82,0	66,7	203,4
	SD	-	-	-	-	-
	Minimum	86,7	103,1	82,0	66,7	203,4
	Maximum	86,7	103,1	82,0	66,7	203,4
	SE (\bar{X})	-	-	-	-	-
Psittacinae	n	49	55	52	51	52
	\bar{X}	106,0	123,4	92,0	73,7	326,2
	SD	26,7	22,6	17,8	17,1	117,7
	Minimum	50,0	63,0	59,0	41,8	130,1
	Maximum	163,3	171,0	129,4	109,3	612,7
	SE (\bar{X})	3,82	3,05	2,47	2,40	16,32
Insgesamt	n	74	83	78	77	78
	\bar{X}	102,4	120,5	90,5	72,7	321,0
	SD	25,2	22,4	17,7	16,9	119,0
	Minimum	50,0	62,0	46,0	35,0	130,1
	Maximum	163,3	171,0	129,4	109,3	612,7
	SE (\bar{X})	2,93	2,46	2,01	1,93	13,47

D Doppler-Flussmesser

H HDO Monitor

n Anzahl eingehender Messreihen

SE (\bar{X}) Standardfehler des Mittelwertes

Doppler-Flussmesser

Der niedrigste mit dem Doppler-Flussmesser gemessene systolische Blutdruck betrug 50,0 mmHg, der höchste 163,3 mmHg, jeweils in der Unterfamilie Psittacinae gemessen (ID 62, 64 g; ID 47, 252 g). Diese Gruppe wies auch die höchste Standardabweichung auf (26,7 mmHg). Der höchste Standardfehler (SE) trat in der Unterfamilie Loriinae auf (6,4 mmHg). Allerdings lag hier die geringste Anzahl an Beobachtungen vor und der Mittelwert wurde ungenauer geschätzt.

HDO Monitor

Der niedrigste SYS wurde bei einem Kakadu gemessen (62,0 mmHg, ID 65, 800 g), der höchste (171,0 mmHg, ID 63, 394 g) in der Gruppe der Psittacinae ermittelt. Für DIA reichte die Spannweite von 35,0 mmHg bis 109,3 mmHg (ID 65 und ID 63). Der kleinste mittlere arterielle Druck betrug 46,0 mmHg, der größte 129,4 mmHg (ID 65 und 63). Auch die Pulsfrequenzen zeigten eine weite Verteilung: 130,1 S/min (Psittacinae, ID 71, 364 g) bis 612,7 S/min (Psittacinae, ID 52, 94 g), insgesamt wurde eine mittlere Pulsfrequenz von 321,0 S/min gemessen.

Aus der Tabelle 4-53 lässt sich auch ersehen, dass insgesamt, und in den Unterfamilien Loriinae und Psittacinae, die Werte für den SYS des Doppler-Flussmessers die größte Streuung aufwiesen.

Um einen besseren Eindruck der Verteilung der Messwerte zu gewinnen, wurden die Mittelwerte der Messungen mittels Boxplots grafisch dargestellt. Insgesamt gingen 64 Messreihen ein (s. Abbildung 4-25 und Abbildung 4-26, S. 121), eine Unterscheidung in Runden erfolgte nicht. Die Boxen enthalten die mittleren 50 % der Mittelwerte, die Boxenlänge gibt den Interquartilsabstand wieder. Der Median ist als schwarze Linie innerhalb der Boxen dargestellt. Die Spannweite der gesamten Daten ist durch das Ende der oberen (größter Messwert) und unteren (kleinster Messwert) Whisker gekennzeichnet. Ausreißer werden durch einen Kreis gekennzeichnet, sie liegen außerhalb des 1,5 - fachen Interquartilsabstands. In Abbildung 4-25 handelt es sich um Messwerte eines Molukkenkakadus (*C. moluccensis*, ID 65).

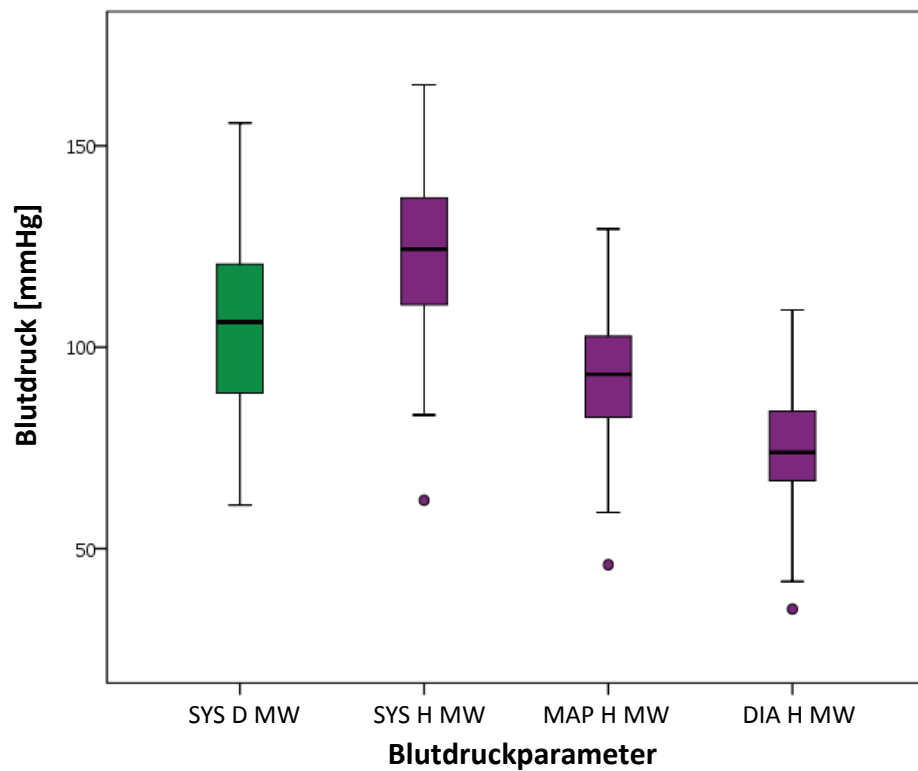


Abbildung 4-25: Verteilung der Mittelwerte aller Blutdruckparameter

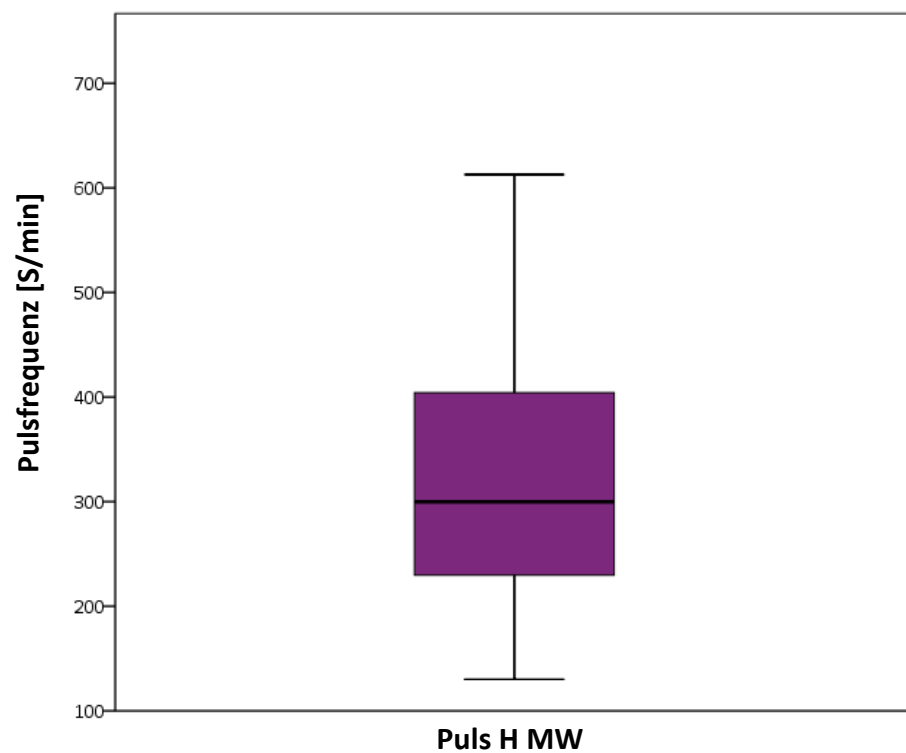


Abbildung 4-26: Verteilung der Mittelwerte der Pulsfrequenzen

Die ausführliche Darstellung aller Ergebnisse beider Geräte für alle Messreihen mit Angabe von Mittelwerten und Standardabweichungen sowie Minima und

Maxima erfolgt im Anhang (s. Tabelle 12-3, S. 227 ff.). Aufgrund der Artenvielfalt der Stichprobe sowie der geringen Anzahl untersuchter Individuen pro Papageienart können keine speziesspezifischen Referenzwerte bestimmt werden.

4.2.2. Messfehler und Wiederholbarkeit

Ergebnisse der Blutdruckmessung schwanken aufgrund des Messfehlers um den wahren Wert. Dieser schließt die natürliche Variabilität des Blutdrucks und Einflüsse seitens des Untersuchers und der Methodik ein. Zur Quantifizierung des Messfehlers wurde die „within-subject standard deviation“ (BLAND *et al.*, 1996), die intraindividuelle Standardabweichung aller Messreihen von Gruppe 1 und 2 berechnet.

Tabelle 4-54: Intraindividuelle Standardabweichungen der Einzelmessungen der Gruppen 1 und 2, getrennt nach Runden

SD		Runde 1					Runde 2				
		SYS D	SYS H	MAP H	DIA H	Puls H	SYS D	SYS H	MAP H	DIA H	Puls H
Gruppe 1	Min	1,2	0,0	0,6	0,6	3,2	1,5	0,6	0,6	0,0	2,1
	Max	37,2	15,6	12,9	15,6	81,1	32,2	13,6	12,1	15,3	49,7
	\bar{X}	6,7	4,9	4,3	4,4	24,6	6,2	4,6	3,5	3,7	12,9
	R	36,1	15,6	12,3	15,0	77,8	30,6	13,0	11,5	15,3	47,6
Gruppe 2	Min	n. e.	0,0	0,6	0,6	3,2	n. e.	0,6	0,6	0,0	0,0
	Max	n. e.	19,9	14,2	15,6	232,8	n. e.	18,0	16,3	18,1	181,4
	\bar{X}	n. e.	5,5	4,4	4,2	26,5	n. e.	4,6	3,8	4,1	16,7
	R	n. e.	19,9	13,6	15,0	229,6	n. e.	17,5	15,7	18,1	181,4

D Doppler-Flussmesser

H HDO Monitor

G 1/2 Gruppe 1, bzw. 2

n. e. nicht ermittelt

Tabelle 4-55: Intraindividuelle Standardabweichungen der Einzelmessungen der Gruppen 1 und 2, rundenübergreifend

SD		Runde 1 + 2				
		SYS D	SYS H	MAP H	DIA H	Puls H
Gruppe 1	Min	2,4	1,6	0,8	1,6	4,8
	Max	31,8	24,3	19,3	17,1	67,2
	\bar{X}	7,9	8,7	6,7	6,4	27,2
	R	29,3	22,7	18,5	15,4	62,3
Gruppe 2	Min	n. e.	1,6	0,8	1,6	4,8
	Max	n. e.	24,3	19,3	17,1	205,5
	\bar{X}	n. e.	9,0	6,9	6,6	29,0
	R	n. e.	22,7	18,5	15,4	200,7

Doppler-Flussmesser

Die jeweils höchste und niedrigste SD aus drei Einzelmessungen wurde in der ersten Runde bestimmt (1,2 mmHg, bzw. 37,2 mmHg), in der zweiten Runde betrug die maximale Abweichung 32,2 mmHg. Im Mittel betrug die intraindividuelle SD über beide Runden (sechs Einzelmessungen) 7,9 mmHg.

HDO Monitor

In Gruppe 1 ist die Spannweite der SD des SYS kleiner als die des Doppler-Flussmessers ($R = 22,7$ mmHg gegenüber 29,3 mmHg bei $n_{\text{Wdh}} = 6$). Im Mittel lagen die Standardabweichungen in Gruppe 1 für SYS, MAP und DIA unter 5,0 mmHg je Runde, der SYS war in Gruppe 2 nur geringfügig höher (5,5 mmHg, Runde 1). Eine Zunahme der Spannweite ist bei der Pulsfrequenz zu verzeichnen: Sie beträgt 77,8 S/min in Gruppe 1 gegenüber 229,6 S/min in Gruppe 2. Grund hierfür war die hohe SD der Einzelmessungen einer Guatemala-Amazone (*Amazona f. guatemalae*, ID 32, 682 g) welche nicht in Gruppe 1 eingeschlossen war. Bezieht man die Messwerte dieses Vogels nicht in die Analyse ein, verringert sich v. a. die Streuung der Pulsfrequenz beträchtlich. Deren mittlere SD sinkt in Runde 1 von 26,5 S/min auf 3,2 S/min und in Runde 2 von 16,7 S/min auf 13,9 S/min.

4.2.2.1. Vergleich der Standardabweichungen des systolischen Blutdrucks

Hierfür wurden die Differenzen zwischen den Standardabweichungen eines Tieres beider Geräte berechnet. Anschließend wurde mittels t-Test überprüft, ob die Differenzen der SDs (\bar{x}_{Diff}) signifikant von 0 verschieden sind.

Die mittlere Differenz der SDs von Doppler-Flussmesser und HDO ist ungleich Null, d.h. die Nullhypothese wurde abgelehnt (s. Tabelle 4-56, S. 124). Die Streuung der Ergebnisse beider Geräte ist gleich und zufällig, dies gilt auch zwischen den Runden.

Tabelle 4-56: t-Test für gepaarte Stichproben zum Vergleich der SD beider Geräte innerhalb der Runden und rundenübergreifend

$n_i = 36$	\bar{X}	SD	$SE_{\bar{X}}$	\bar{X}_{Diff}	T	p
SYS D SD	7,9	5,1	0,9	-0,78	-0,70	0,49
SYS H SD	8,7	5,0	0,8			
SYS D R1 SD	6,7	6,9	1,2	0,48	0,51	0,62
SYS D R2 SD	6,2	5,3	0,9			
SYS H R1 SD	4,9	3,5	0,6	0,37	0,52	0,61
SYS H R2 SD	4,6	2,9	0,5			
SYS D R1 SD	6,7	6,9	1,2	1,79	1,36	0,18
SYS H R1 SD	4,9	3,5	0,6			
SYS D R2 SD	6,2	5,3	0,9	1,68	1,66	0,11
SYS H R2 SD	4,6	2,9	0,5			
$n_i = 59$						
SYS H R1 SD	5,5	4,0	0,5	0,83	1,34	0,186
SYS H R2 SD	4,6	3,5	0,5			

D Doppler
R1/2 Runde 1/2

H HDO Monitor
 \bar{X}_{Diff} Mittelwert der Differenzen

4.2.2.2. Fehlervarianz, Messfehler und Mindestabstand

Um die Variabilität der Einzelmessungen einer Messreihe zu beschreiben, wurden die Fehlervarianz und der Messfehler bestimmt. Die Varianz der untersuchten Messreihen ist zum einen durch die Differenz der Werte zwischen den untersuchten Vögeln gegeben und zum anderen durch Messungenauigkeiten bedingt. Die Fehlervarianz (V_f) beschreibt dabei den Anteil der Variabilität der Daten an der Gesamtvarianz, welche durch den Messfehler (f) erklärt werden kann. Diesen erhält man aus der Wurzel der mittleren Varianz. Das Bestimmtheitsmaß (R^2) entspricht dem Anteil der Variabilität, die sich durch den unterschiedlichen Blutdruck zwischen den Tieren erklären lässt. Zusätzlich wurde der Mindestabstand (Δ) bestimmt. Dieser gibt an, welche Differenz zwei Messwerte eines Vogels aufweisen müssen, damit es sich um eine gerätebedingte Abweichung handelt. Für den systolischen Blutdruck des Doppler-Flussmessers in Runde 1 ist $\Delta = 26,6$ mmHg (s. Tabelle 4-57, S. 125). Dies bedeutet, dass eine Differenz zwischen zwei Ergebnissen größer als 26,6 mmHg mit 95 % Wahrscheinlichkeit gerätebedingt ist.

Tabelle 4-57: Ursachen der Variabilität aller Parameter der Gruppe 1, nach Runden getrennt

$n_I = 36$	Runde 1				Runde 2			
	R^2	V_f	f	Δ	R^2	V_f	f	Δ
SYS D	88,1 %	11,9 %	9,6	26,6	90,9 %	9,1 %	8,2	22,6
SYS H	93,3 %	6,7 %	6,0	16,6	95,9 %	4,1 %	5,4	14,9
MAP H	94,2 %	5,8 %	4,9	13,7	96,3 %	3,7 %	4,5	12,5
DIA H	93,7 %	6,3 %	5,2	14,3	95,2 %	4,8 %	5,2	14,3
Puls H	95,9 %	4,1 %	29,8	82,7	98,8 %	1,2 %	16,5	45,7

R^2 Bestimmtheitsmaß f Messfehler [mmHg]
 V_f Fehlervarianz Δ Mindestabstand [mmHg]

Tabelle 4-58: Ursachen der Variabilität aller Parameter der Gruppe 1, rundenübergreifend, $n_{\text{wäh}} = 6$

$n_I = 36$	Runde 1 + 2			
	R^2	V_f	f	Δ
SYS D	85,5 %	14,5 %	9,4	26,0
SYS H	80,1 %	19,9 %	10,0	27,6
MAP H	85,6 %	14,4 %	7,5	20,8
DIA H	86,7 %	13,3 %	7,2	19,9
Puls H	94,1 %	5,9 %	32,4	89,8

Doppler-Flussmesser

Für die Berechnungen wurden 36 Messreihen der Gruppe 1 herangezogen ($n_E = 216$). In der ersten Runde wurden 88,1 % der Variabilität des Ergebnisses durch die Schwankung des Blutdrucks verursacht, 11,9 % entstanden durch den Messvorgang. Bis auf R^2 weisen alle Variablen in Runde 2 niedrigere Werte auf (s. Tabelle 4-57, S. 125). Insgesamt liegen sie in beiden Runden deutlich über denen des HDO Monitors.

HDO Monitor

Verwendet wurden die Messwerte der Gruppe 1 ($n_I = 36$, $n_E = 216$) und Gruppe 2 ($n_I = 59$, $n_E = 354$). Den größten Messfehler der Blutdruckparameter weist über beide Runden der SYS auf, den kleinsten zeigte MAP in Runde 2 (4,5 mmHg). Die niedrigste Fehlervarianz wurde für die Pulsfrequenzen der Gruppe 1 berechnet. Nur 4,1 %, bzw. 1,2 % der Variabilität der Ergebnisse ist auf den Messfehler zurückzuführen. Die Fehlervarianzen aller Parameter von Gruppe 1 waren in Runde 2 niedriger als in Runde 1. Der kleinste Mindestabstand der

Blutdruckparameter wurde in Gruppe 1 für den MAP berechnet ($\Delta = 12,5$ mmHg), der größte ($\Delta = 18,7$ mmHg) in Gruppe 2 für den SYS. Im Vergleich wiesen die Pulsfrequenzen der zweiten Runde in Gruppe 1 mit 45,7 S/min einen deutlich niedrigeren Mindestabstand auf als in Runde 1 oder Runde 1 und 2 der Gruppe 2.

In Gruppe 2 hat sich der Stichprobenumfang vergrößert. Fehlervarianz, Messfehler und Mindestabstand des systolischen und mittleren Blutdrucks sowie der Pulsfrequenz sind gegenüber Gruppe 1 erhöht. Nur der DIA weist in Runde 1 niedrigere, in Runde 2 hingegen höhere Werte auf als in Gruppe 1.

Tabelle 4-59: Ursachen der Variabilität aller Parameter der Gruppe 2, nach Runden getrennt

$n_1 = 59$	Runde 1				Runde 2			
	R^2	V_f	f	Δ	R^2	V_f	f	Δ
SYS H	93,0 %	7,0 %	6,8	18,7	95,2 %	4,8 %	5,8	16,0
MAP H	94,5 %	5,5 %	5,2	14,3	95,3 %	4,7 %	5,0	13,9
DIA H	94,6 %	5,4 %	5,0	13,8	93,9 %	6,1 %	5,6	15,6
Puls H	91,6 %	8,4 %	41,2	114,2	95,1 %	4,9 %	31,9	88,4

R^2 Bestimmtheitsmaß f Messfehler [mmHg]
 V_f Fehlervarianz Δ Mindestabstand [mmHg]

Tabelle 4-60: Ursachen der Variabilität aller Parameter der Gruppe 2, rundenübergreifend, $n_{\text{wdh}} = 6$

$n_1 = 59$	Runde 1 + 2			
	R^2	V_f	f	Δ
SYS H	80,2 %	19,8 %	10,3	28,5
MAP H	84,8 %	15,2 %	7,9	21,8
DIA H	85,4 %	14,6 %	7,6	20,9
Puls H	89,8 %	10,2 %	40,8	113,0

4.2.2.3. Variationskoeffizient

Vor dem Vergleich der beiden Messmethoden soll die Wiederholbarkeit bestimmt werden, da diese den Grad der Übereinstimmung der Ergebnisse zweier Methoden begrenzt. Sind die Ergebnisse einer Methode nur schlecht wiederholbar, so werden beide Messmethoden nur schlecht übereinstimmen (BLAND *et al.*, 1986). Als Maß für die Wiederholbarkeit wurde der intraindividuelle Variationskoeffizient („CV“) für alle Messparameter bestimmt. Dafür wurden zunächst alle Messreihen mit mindestens vier Einzelmessungen pro Parameter

und Messgerät verwendet (Gruppe 3, $n_I = 48$). Weiterhin erfolgten die Berechnungen getrennt nach Runden und rundenübergreifend für die Einzelmessungen der Gruppen 1 und 2 (s. Tabelle 4-61).

Tabelle 4-61: Variationskoeffizienten aller Parameter der drei Stichproben

	n_I	CV_{R1}	CV_{R2}	CV_{R1+2}
SYS D	48	10,9 %	7,9 %	9,5 %
SYS H	48	5,4 %	4,7 %	5,1 %
MAP H	48	6,0 %	5,7 %	5,9 %
DIA H	48	8,6 %	9,9 %	9,3 %
Puls H	48	10,4 %	9,4 %	9,9 %
SYS D	36	8,7 %	8,1 %	8,4 %
SYS H	36	5,0 %	4,4 %	4,7 %
MAP H	36	6,0 %	5,5 %	5,8 %
DIA H	36	8,8 %	9,5 %	9,1 %
Puls H	36	10,1 %	5,7 %	8,2 %
SYS H	59	5,7 %	4,9 %	5,3 %
MAP H	59	6,3 %	6,2 %	6,2 %
DIA H	59	8,2 %	9,7 %	9,0 %
Puls H	59	14,5 %	9,6 %	12,3 %

n_I Anzahl der Vögel

R1/2 Runde 1/2

Bis auf wenige Ausnahmen (rot markiert) sind alle Variationskoeffizienten kleiner als 10,0 %. Der SYS des HDO Monitors war der Parameter mit der besten Wiederholbarkeit in allen Stichproben. Die Messwerte für die Pulsfrequenz waren mit einem maximalen CV von 14,5 % in Runde 1 der Gruppe 2 weniger gut reproduzierbar.

Vergleich der Variationskoeffizienten von Doppler und HDO Monitor

Unabhängig von der Stichprobe liegt der CV des Dopplers für SYS stets deutlich über dem des HDO Monitors. Ob dieser Unterschied auch statistisch signifikant ist, wurde mittels Wilcoxon-Test untersucht (s. Tabelle 4-62, S. 128). Die Variationskoeffizienten beider Messgeräte unterscheiden sich in beiden Stichproben signifikant.

Tabelle 4-62: Ergebnisse des Wilcoxon-Tests, Vergleich der Variationskoeffizienten von Doppler und HDO Monitor

$CV_{HDO} - CV_{Doppler}$			
$n_I = 48$	SYS H - SYS D	$n_I = 36$	SYS H - SYS D
Z	-3,471 ^b	Z	-3,025 ^b
p	0,001	p	0,002

b. Basiert auf positiven Rängen.

Die nachfolgenden Boxplots vermitteln einen Eindruck der Variabilität der Variationskoeffizienten. Die Sterne außerhalb der Whisker kennzeichnen Extremwerte. Sie liegen außerhalb des dreifachen Interquartilsabstands.

Vergleich der Variationskoeffizienten von Gruppe 3 (n = 48)

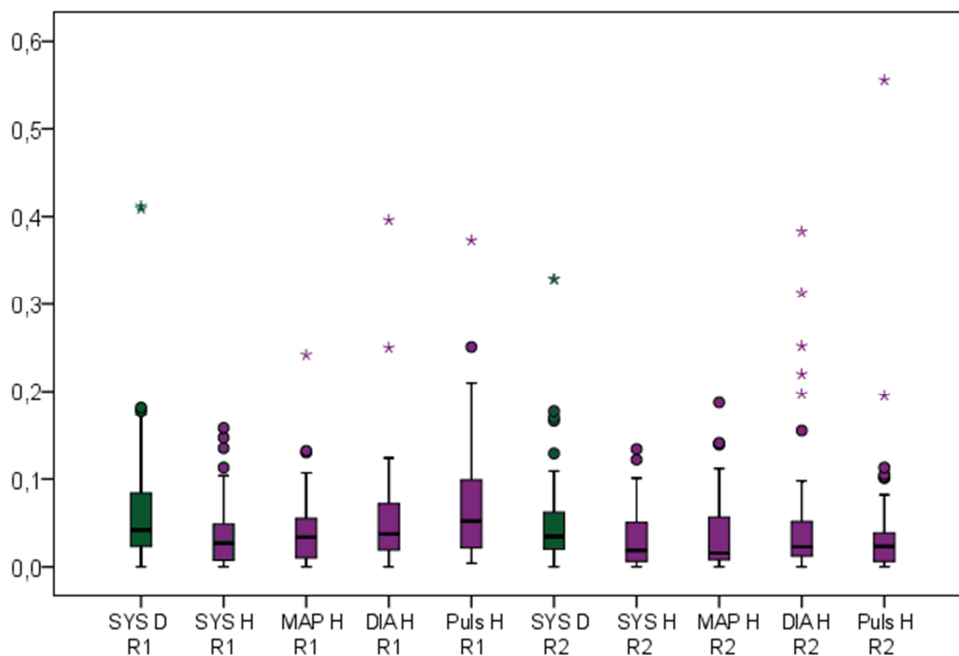


Abbildung 4-27: Darstellung der CVs aller Blutdruckparameter beider Messgeräte, zwei Wiederholungsmessungen je Runde

($n_{Wdh} = 2$, $n_I = 48$)

Vergleich der Variationskoeffizienten von Gruppe 1 (n = 36)

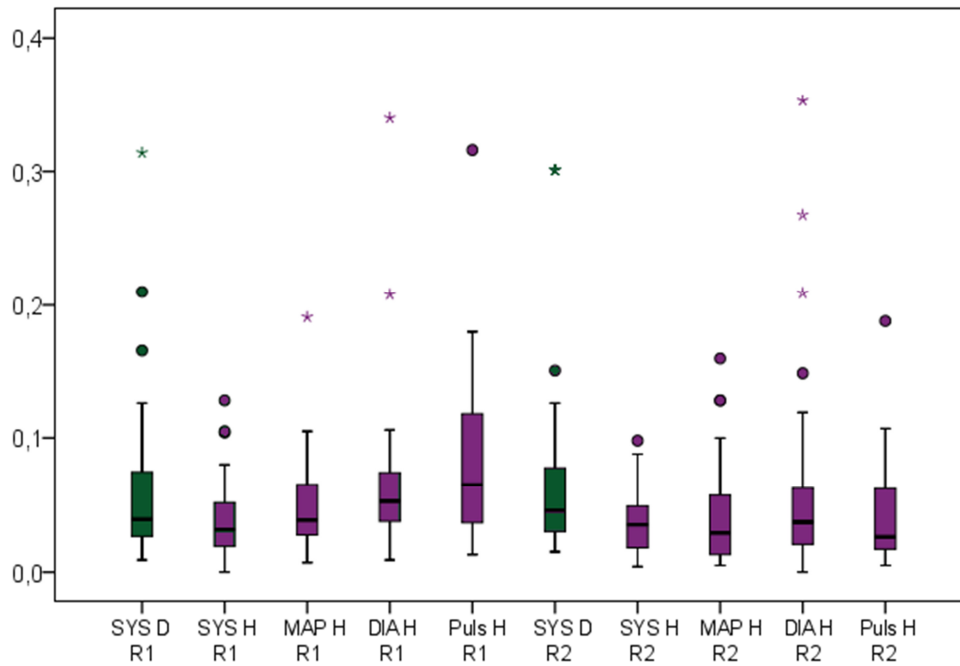


Abbildung 4-28: Darstellung der CVs aller Blutdruckparameter beider Messgeräte, drei 3 Wiederholungsmessungen je Runde

($n_{\text{Wdh}} = 3$, $n_I = 36$)

Vergleich der Variationskoeffizienten von Gruppe 2 (n = 59)

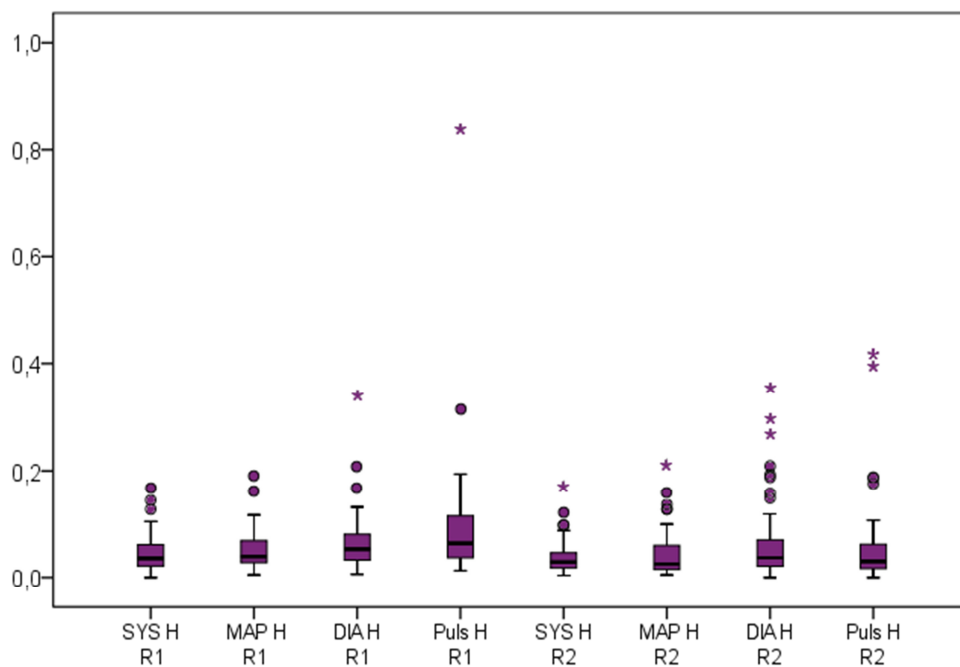


Abbildung 4-29: Darstellung der CVs aller Blutdruckparameter des HDO Monitors, drei 3 Wiederholungsmessungen je Runde

($n_{\text{Wdh}} = 3$, $n_I = 59$)

4.2.2.4. Einfluss des Manschettenwechsels

Um die Auswirkungen des Manschettenwechsels beurteilen zu können, wurden die intraindividuellen mittleren Variationskoeffizienten der einzelnen Runden jedes Parameters mittels Wilcoxon-Test auf signifikante Unterschiede hin untersucht. Bis auf die Pulsfrequenz und den MAP in Gruppe 2 konnten für keine der drei Stichproben ($n_I = 48$, $n_I = 36$, $n_I = 59$) signifikante Unterschiede zwischen den Runden festgestellt werden (s. Tabelle 4-63 bis Tabelle 4-65). Auch die Streuung der Messwerte des SYS weist zwischen den Runden keine Unterschiede auf (s. Tabelle 4-56, S. 124). Der Vergleich der Mittelwerte je Runde für SYS erfolgt im Kapitel 4.2.3.1 (S. 131 ff.).

Tabelle 4-63: Ergebnisse des Wilcoxon-Tests, Vergleich der Variationskoeffizienten der Runden 1 und 2 in Gruppe 3: $n_{Wdh} = 2$

$n_I = 48$	CV _{Doppler}	CV _{HDO}			
	SYS R2 - R1	SYS R2 - R1	DIA R2 - R1	MAP R2 - R1	Puls R2 - R1
Z	-1,038 _b	-,948 _b	-1,169 _b	-1,213 _b	-3,334 _b
p	0,299	0,343	0,242	0,225	0,001

b. Basiert auf positiven Rängen.

Tabelle 4-64: Ergebnisse des Wilcoxon-Tests, Vergleich der Variationskoeffizienten der Runden 1 und 2 in Gruppe 1: $n_{Wdh} = 3$

$n_I = 36$	CV _{Doppler}	CV _{HDO}			
	SYS R2 - R1	SYS R2 - R1	DIA R2 - R1	MAP R2 - R1	Puls R2 - R1
Z	-,306 _b	-,111 _c	-1,265 _c	-1,394 _c	-4,077 _c
p	0,759	0,911	0,206	0,163	0,000

b. Basiert auf negativen Rängen.

c. Basiert auf positiven Rängen.

Tabelle 4-65: Ergebnisse des Wilcoxon-Tests, Vergleich der Variationskoeffizienten der Runden 1 und 2 in Gruppe 2: $n_{Wdh} = 3$

$n_I = 59$	CV _{HDO}			
	SYS R2 - R1	DIA R2 - R1	MAP R2 - R1	Puls R2 - R1
Z	-1,656	-1,355 _b	-1,994 _b	-4,174 _b
p	0,098	0,175	0,046	0,000

b. Basiert auf positiven Rängen.

4.2.3. Methodenvergleich

4.2.3.1. Analyse nach Bland-Altman

Mithilfe der Bland-Altman-Plots werden die mittleren Differenzen (Bias) der Messwerte und deren Streuung dargestellt. Dafür werden die Differenzen der Messergebnisse (Doppler – HDO) gegen den Mittelwert (MW) des Wertepaares aufgetragen. Um die Übereinstimmung der Werte zu prüfen, wurde ein 95 % - Konfidenzintervall berechnet, dessen obere und untere Übereinstimmungsgrenzen („limits of agreement“, LOA) sich aus $d \pm 2 \times s$ ergeben (d = mittlere Differenz, s = SD der Differenzen). Bei einer symmetrischen Verteilung liegen 95 % der Differenzen innerhalb der LOA. Der Vergleich der Ergebnisse des Dopplers („D“) mit denen des HDO Monitors („H“) beschreibt die Übereinstimmung der Methoden (inter-rater agreement), wohingegen der Vergleich der Ergebnisse innerhalb einer Methode das intra-rater agreement ausdrückt. Alle Ergebnisse der Bland-Altman-Analyse sind in Tabelle 4-66 auf Seite 138 zusammengefasst.

Um einen Eindruck der Streuung und Abweichung der Differenzen der Messwerte zu bekommen, wurden zunächst die Differenzen der Mittelwerte für beide Geräte berechnet und verglichen (s. Abbildung 4-30, S. 132). Hierfür wurden Daten der Gruppe 1 verwendet, die Mittelwerte wurden rundenübergreifend aus sechs Einzelmessungen gebildet.

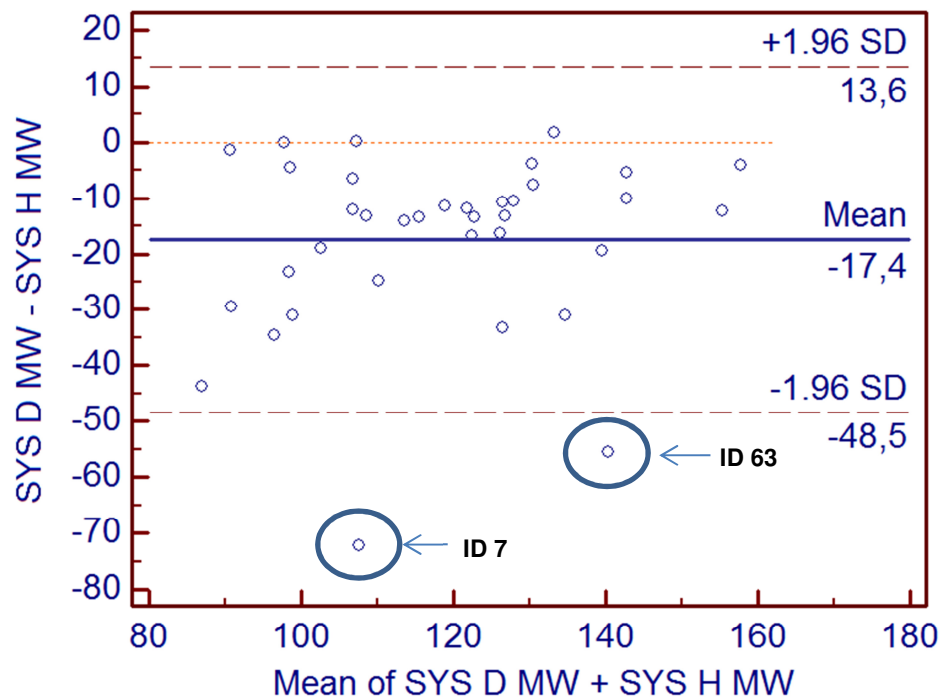


Abbildung 4-30: Vergleich der Differenzen der Mittelwerte des SYS beider Geräte: Gruppe 1 (n = 36)

Der mittlere Bias („Mean“) beträgt – 17,4 mmHg, das heißt, der HDO Monitor hat im Schnitt um 17,4 mmHg höhere Werte für den SYS gemessen. Der Doppler-Flussmesser maß in 95 % der Fälle Werte, welche 48,5 mmHg unter, bzw. 13,6 mmHg über den Ergebnissen des HDO Monitors lagen. Zwei Wertepaare wiesen größere Differenzen auf und liegen außerhalb des unteren Limits of Agreement (ID 7 und ID 63).

Weiterhin sollten für jedes Gerät die Ergebnisse beider Runden miteinander verglichen werden. Dazu wurden die Differenzen der Mittelwerte beider Runden verwendet und gegen den Mittelwert der gesamten Messreihe aufgetragen (s. Abbildung 4-31 bis Abbildung 4-33, S. 133 ff.).

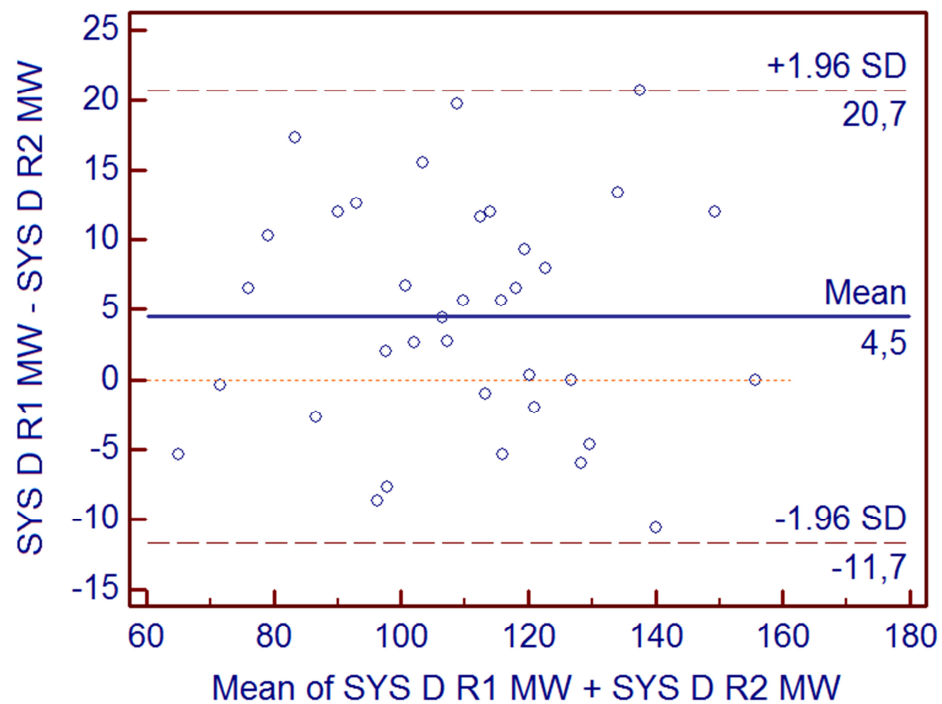


Abbildung 4-31: Vergleich der Differenzen der Mittelwerte von Runde 1 (R1) und Runde 2 (R2): Doppler-Flussmesser, Gruppe 1 (n = 36)

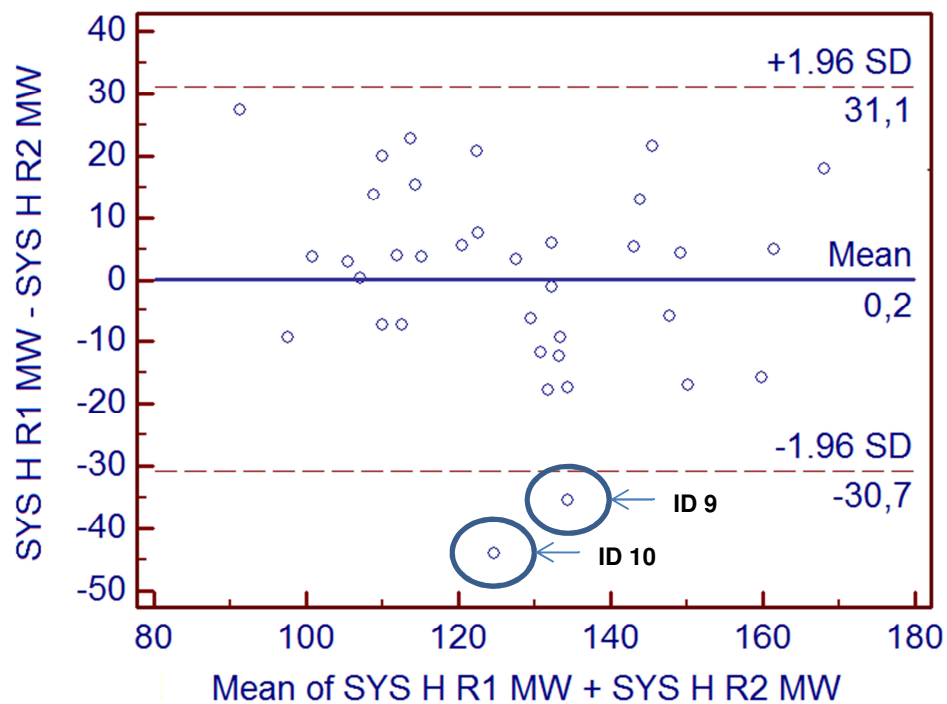


Abbildung 4-32: Vergleich der Differenzen der Mittelwerte von Runde 1 und Runde 2: HDO Monitor, Gruppe 1 (n = 36)

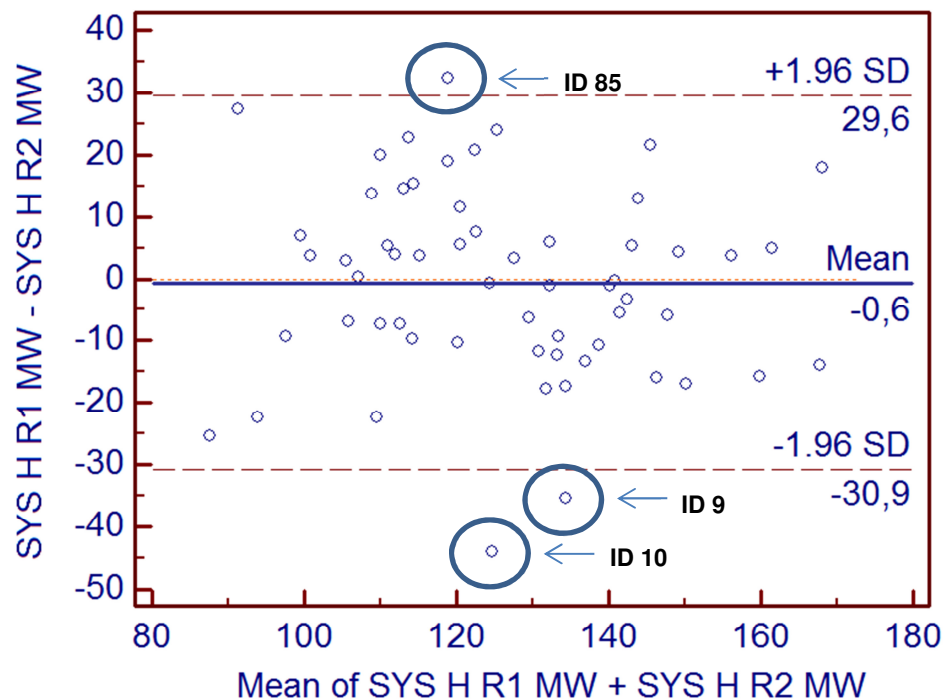


Abbildung 4-33: Vergleich der Differenzen der Mittelwerte von Runde 1 und Runde 2: HDO Monitor, Gruppe 2 (n = 59)

Während die Messungen mit dem Doppler-Flussmesser in der Runde 2 im Mittel um 4,5 mmHg höhere Werte ergab, unterschieden sich die Ergebnisse des HDO Monitors kaum (Bias 0,2 mmHg, bzw. – 0,6 mmHg). Die Limits of Agreement umfassen bei den Doppler-Messungen einen kleineren Bereich (32,4 mmHg) als bei den HDO-Messungen (61,8 mmHg, bzw. 60,5 mmHg). Die Ausreißer geben Messwerte der IDs 9, 10 und 85 wieder.

Um die möglichen Auswirkungen von objekt- und untersucherbedingten Schwankungen zu minimieren, wurden außerdem Messergebnisse von 40 ausgewählten Wertepaaren verglichen. Diese Messungen waren mit beiden Geräten zeitgleich durchgeführt worden. Während die folgende Abbildung 4-34 alle 40 Paare gegenüberstellt, enthält Abbildung 4-35 nur Daten des zweiten Durchgangs.

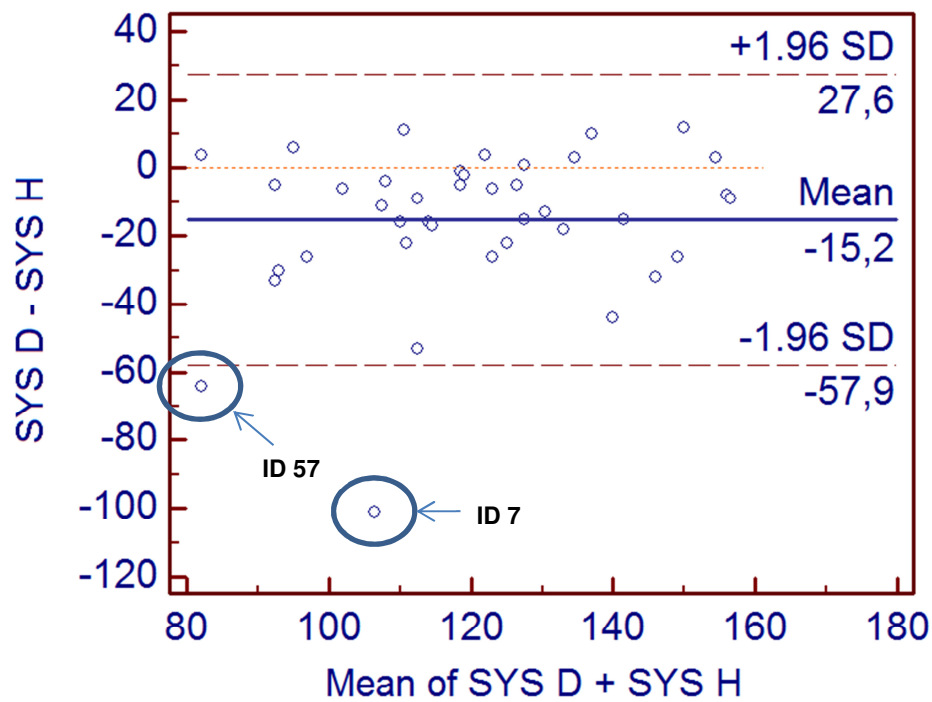


Abbildung 4-34: Vergleich der Differenzen des SYS der zeitgleichen Messwerte: gesamter Untersuchungszeitraum (n = 40)

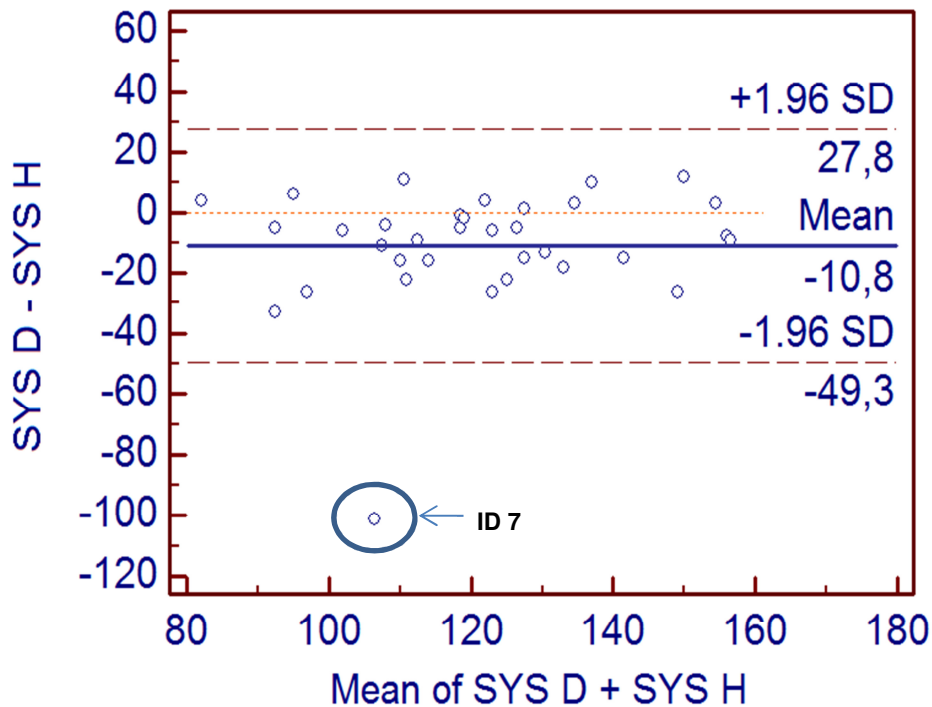


Abbildung 4-35: Vergleich der Differenzen des SYS der zeitgleichen Messwerte: Durchgang 2 (n = 34)

Die Streuung der Werte ist im zweiten Plot (Abbildung 4-35) geringer. Die Spannweite des ersten Vergleichs (Abbildung 4-34) beträgt 85,5 mmHg gegenüber 77,1 mmHg im zweiten Durchgang. Der Bias ist mit - 10,8 mmHg geringer als im gesamten Untersuchungszeitraum. In beiden Fällen wurden mit dem Doppler-Flussmesser niedrigere Werte als mit dem HDO Monitor gemessen. Die Ausreißer kennzeichnen Werte der IDs 7 und 57.

Schließlich wurde der SYS des Dopplers dem MAP des HDO Monitors gegenüber gestellt (Abbildung 4-36 und Abbildung 4-37, S. 137). Die Grafiken zeigen, dass die Differenz zwischen dem SYS des Dopplers und dem MAP des HDO Monitors größer ist als zuvor für den SYS berechnet. Die mittlere Abweichung ist größer (Bias: 18,6 mmHg, bzw. 23,0 mmHg gegenüber - 15,2 mmHg, bzw. - 10,8 mmHg), die Spannweiten sind etwas kleiner (77,0 mmHg, bzw. 66,4 mmHg). Dabei ergaben die Messungen des Doppler-Flussmessers stets höhere Werte als die des HDO Monitors (positiver Bias). Auch die Ausreißer (IDs 7 und 57) sind zu erkennen, die Differenzen zwischen den Werten sind jedoch gesunken: von zunächst 101,0 mmHg und 64,0 mmHg (ID 7, bzw. ID 57, Abbildung 4-34) auf 46,0 mmHg, bzw. 35,0 mmHg (ID 7, bzw. 57, Abbildung 4-36).

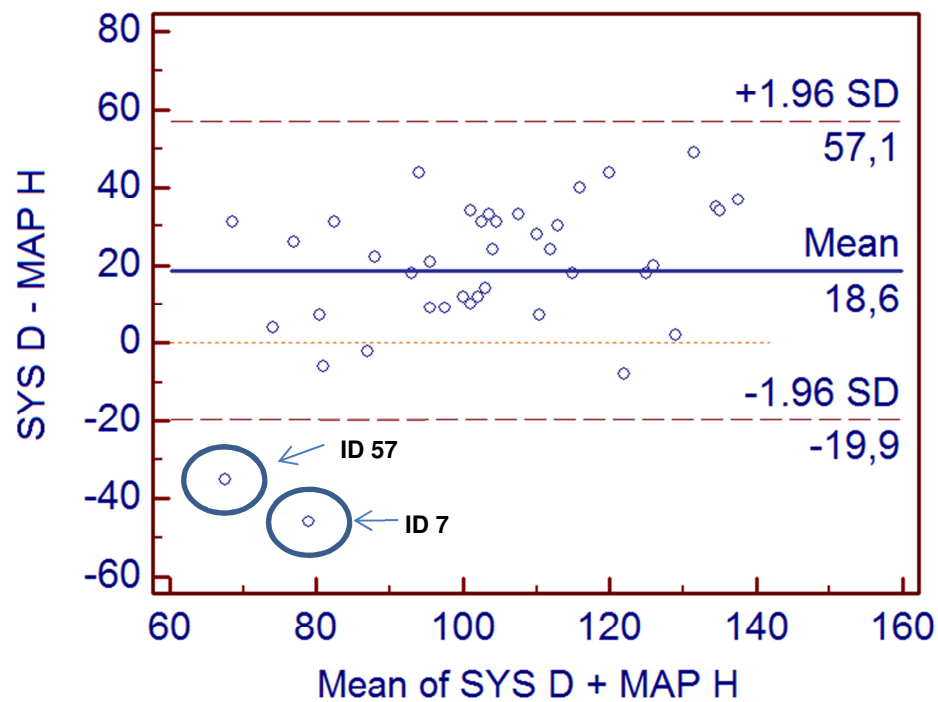


Abbildung 4-36: Vergleich der Differenzen des SYS des Dopplers mit dem MAP des HDO Monitors: gesamter Untersuchungszeitraum (n = 40)

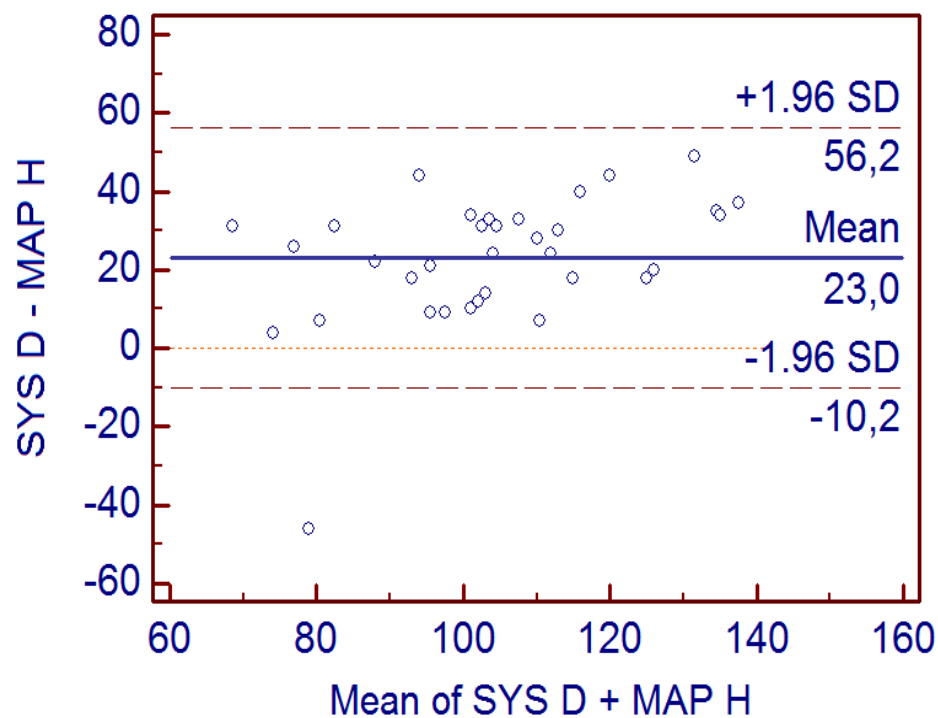


Abbildung 4-37: Vergleich der Differenzen des SYS des Doppler-Flussmessers mit dem MAP des HDO Monitors: Durchgang 2 (n = 34)

Tabelle 4-66: Ergebnisse des Methodenvergleichs nach Bland-Altman

	n	Bias	+ 1,96 SD	- 1,96 SD	+ SD _{Diff}	- SD _{Diff}	n _{EX}
\bar{X} SYS D - \bar{X} SYS H (G1)	36	-17,4	13,6	-48,5	15,8	-15,9	2
\bar{X} SYS D R 1 - \bar{X} SYS D R 2 (G1)	36	4,5	20,7	-11,7	8,3	-8,3	0
\bar{X} SYS H R 1 - \bar{X} SYS H R 2 (G1)	36	0,2	31,1	-30,7	15,8	-15,8	2
\bar{X} SYS H R 1 - \bar{X} SYS H R 2 (G2)	59	-0,6	29,6	-30,9	15,4	-15,5	3
SYS D - SYS H	40	-15,2	27,6	-57,9	21,8	-21,8	2
SYS D - SYS H (D2)	34	-10,8	27,8	-49,3	19,7	-19,6	1
SYS D - MAP H	40	18,6	57,1	-19,9	19,6	-19,6	2
SYS D - MAP H (D2)	34	23,0	56,2	-10,2	16,9	-16,9	1

n Anzahl der Wertepaare

R1/2 Runde 1/2

n_{EX} Anzahl der Ausreißer

± 1,96 SD LOA [mmHg]

 \bar{X} Mittelwert

G1/2 Gruppe 1/2

D2 zweiter Durchgang

± SD_{Diff} SD der Differenzen [mmHg]**4.2.3.2. Regression nach Passing & Bablok**

Diese Regressionsanalyse schätzt die Übereinstimmung der Ergebnisse zweier Messmethoden und gibt Auskunft über eventuell bestehende systematische Unterschiede (BILIC-ZULLE, 2011). Die Ergebnisse umfassen immer ein Streudiagramm und die dazugehörige Regressions-Gleichung. Diese Gleichung ist bestimmt vom Achsenabschnitt A („intercept A“) und der Steigung B („slope B“). „A“ stellt dabei den konstanten systematischen, „B“ den proportionalen Messfehler dar. Für beide Größen werden Konfidenzintervalle (KI) berechnet, welche die Hypothesen $A = 0$ (kein systematischer Unterschied) und $B = 1$ (kein proportionaler Unterschied) testen. Werden beide Hypothesen beibehalten, gilt $y = x$, die Methoden ergeben gleiche Messwerte (PASSING *et al.*, 1983). Die Ergebnisse der Analysen (Vergleiche 1 – 5) sind in Tabelle 4-67 (S. 139) zusammengefasst.

Tabelle 4-67: Zusammenfassung der Ergebnisse der Regression nach Passing & Bablok

V	Variablen	Min	Max	\bar{X}	SD	SE (\bar{X})	Regressionsgleichung	KI - A	KI - B	RSD	n
1	x: SYS D_ \bar{X}	65,0	155,7	109,7	21,2	3,54	y = 31,79 + 0,84x	3,35 to 52,25	0,67 to 1,09 ¹	11,47	36
	y: SYS H_ \bar{X}	91,3	168,0	127,1	18,6	3,11					
2	x: SYS D	50,0	80,0	112,5	24,8	3,92	y = 32,74 + 0,84x	-5,57 to 56,28 ¹	0,62 to 1,14 ¹	15,23	40
	y: SYS H	80,0	162,0	127,6	20,6	3,25					
3	x: SYS D_ D2	56,0	156,0	115,6	23,0	3,95	y = 20,17 + 0,89x	-13,64 to 44,03 ¹	0,68 to 1,18 ¹	14,17	34
	y: SYS H_ D2	80,0	162,0	126,4	20,1	3,45					
4	x: SYS D	50,0	156,0	112,5	24,8	3,92	y = 19,38 + 0,65x	-8,97 to 41,11 ¹	0,46 to 0,88	12,38	40
	y: MAP H	53,0	128,0	93,9	16,8	2,66					
5	x: SYS D_ D2	56,0	156,0	115,6	23,0	3,95	y = 8,79 + 0,71x	-16,40 to 34,00 ¹	0,50 to 0,92	10,84	34
	y: MAP H_ D2	53,0	119,0	92,6	16,1	2,76					
D	Doppler	H	HDO Monitor				KI - A	Konfidenzintervall des Schnittpunktes A			
RSD	Residual Standard Deviation	n	Anzahl der Wertepaare				KI - B	Konfidenzintervall der Steigung B			
1)	Hypothesen für A = 0 u / o B = 1 werden beibehalten						V 1-5	Vergleiche 1 - 5			

Die Null-Hypothese $A = 0$ wird einmal abgelehnt (V 1). Das heißt, die in V 1 verglichenen Werte unterscheiden sich um einen konstanten Betrag. Anhand der Ergebnisse dieser Regressionsanalyse soll deren Interpretation erläutert werden. Betrachtet wurden die Mittelwerte für den SYS des Doppler-Flussmessers und den SYS des HDO Monitors. Die Wertepaare entstammen der Stichprobe Gruppe 1 ($n = 36$). Die Regressionsgleichung lautet $y = 31,79 + 0,84x$. Diese Schätzung ermöglicht eine Vorhersage der Ergebnisse des HDO Monitors anhand der Messwerte des Doppler-Flussmessers. Dafür wird jeder Doppler-Messwert zunächst um 16 % reduziert und anschließend werden 31,79 Punkte addiert. Die Hypothese $A = 0$ wurde verworfen, d. h. es besteht eine konstante systematische Differenz (31,79 Punkte) zwischen den Ergebnissen beider Methoden. Diese Differenz liegt zwischen 3,35 und 52,25 mmHg ($KI - A$). Im Falle der Steigung umfasst das Konfidenzintervall 0,67 bis 1,09 mmHg, die 1 ist enthalten und somit die Hypothese $B = 1$ akzeptiert. Die Schätzung ergibt zwar eine Differenz von 16 % (Steigung = 0,84), allerdings wird diese nicht bestätigt. Die Wertepaare dieses Vergleichs unterscheiden sich aufgrund eines systematischen Fehlers um 31,79 Punkte, es besteht kein signifikanter proportionaler Unterschied zwischen den Messwerten.

Bei zwei Analysen (V 4 und V 5) wurden hingegen proportionale Unterschiede zwischen den Werten festgestellt. Verglichen wurde der SYS des Dopplers mit dem MAP des HDO Monitors. Die Differenz bei Betrachtung beider Untersuchungszeiträume (V 4, $n = 40$) beträgt 35 % ($y = 19,38 + 0,65x$). Im zweiten Durchgang (V 4, $n = 34$) ist der proportionale Fehler etwas kleiner (29 %). Die Vergleiche 2 und 3 weisen keine signifikanten systematischen oder proportionalen Unterschiede auf, es gilt $y = x$.

Die nächsten Abbildungen zeigen die zugehörigen Streudiagramme mit den eingezeichneten Konfidenzintervallen (gestrichelt), der Regressionsgeraden (blau) und der Winkelhalbierenden ($x = y$, gepunktet). Sind keine Differenzen zwischen den Messwerten vorhanden, so müssten alle Punkte auf der Winkelhalbierenden liegen. Die Verteilung der Punkte in Bezug auf diese Gerade ist ebenfalls von Bedeutung. Liegen sie oberhalb, so hat die Variable y (HDO Monitor) höhere Werte gemessen als der Doppler-Flussmesser (Variable x). Außer bei den Vergleichen des SYS des Doppler-Flussmessers mit dem MAP des HDO Monitors ist dies größtenteils der Fall. Diese Ergebnisse decken sich mit jenen der

Bland-Altman-Plots, welche für alle Vergleiche der systolischen Blutdrucke beider Geräte einen negativen Bias ergaben.

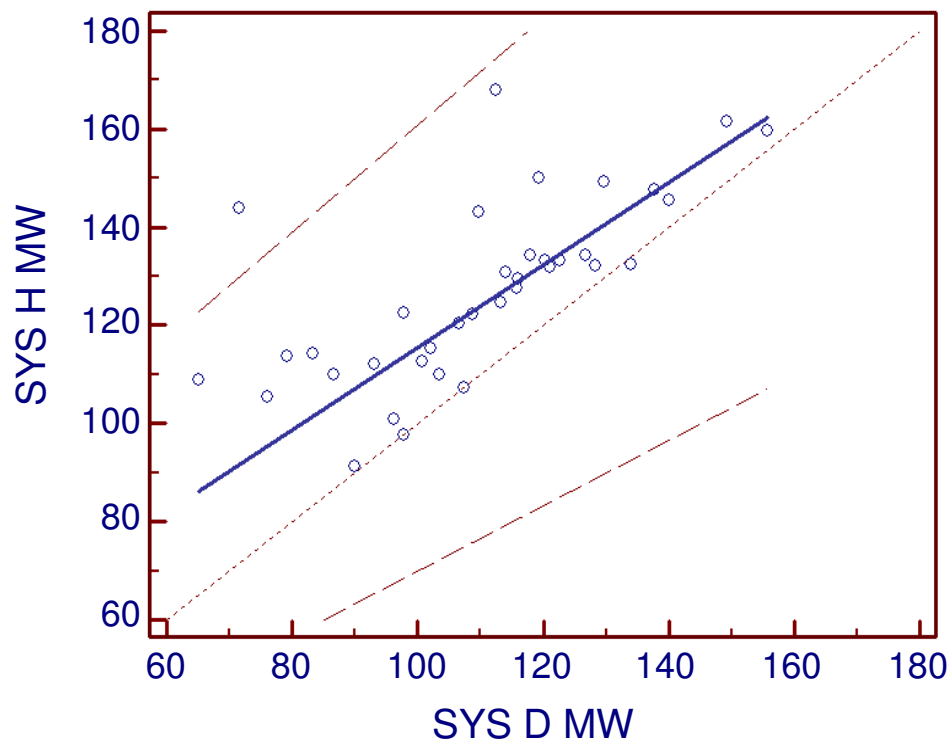


Abbildung 4-38: Streudiagramm zu V 1, $n = 36$, $y = 31,79 + 0,84x$

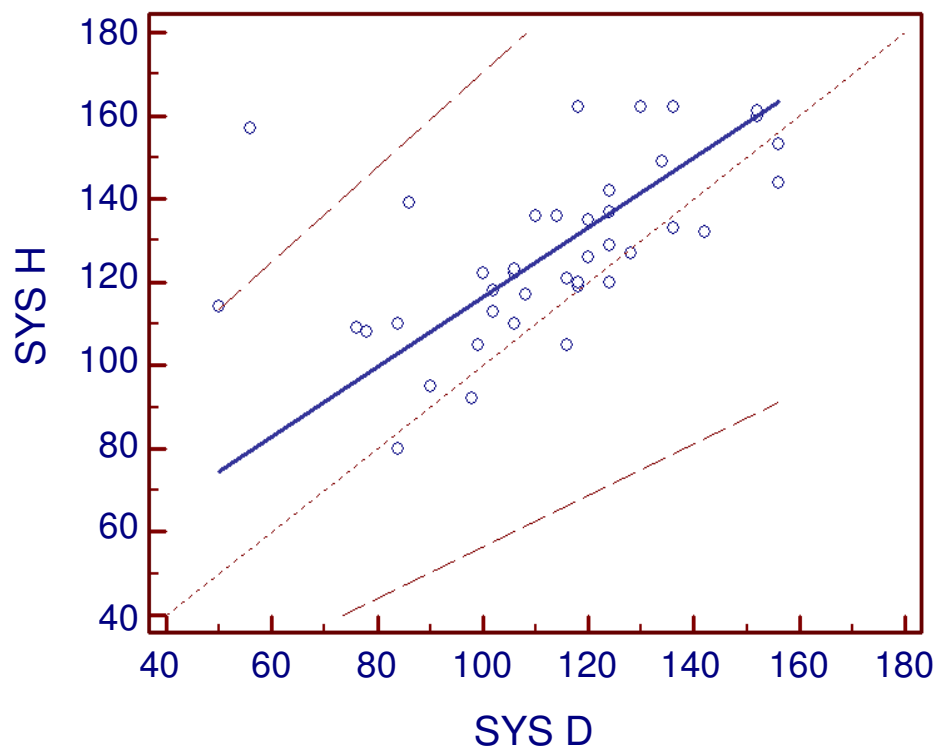


Abbildung 4-39: Streudiagramm zu V 2, $n = 40$, $y = 32,74 + 0,84x$

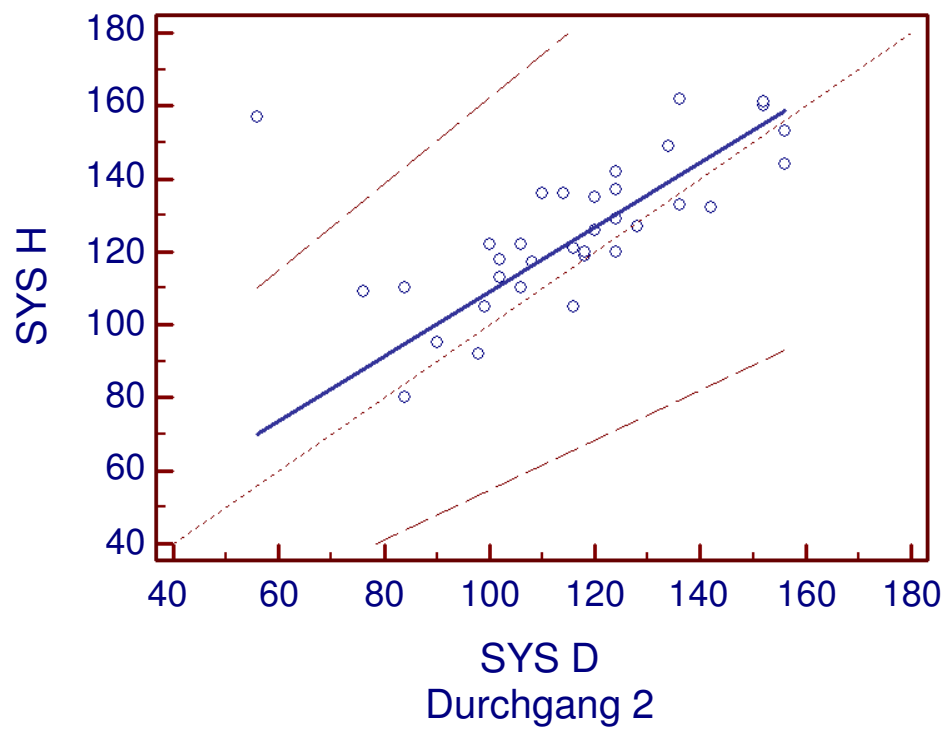


Abbildung 4-40: Streudiagramm zu V 3, $n = 34$, $y = 20,17 + 0,89x$

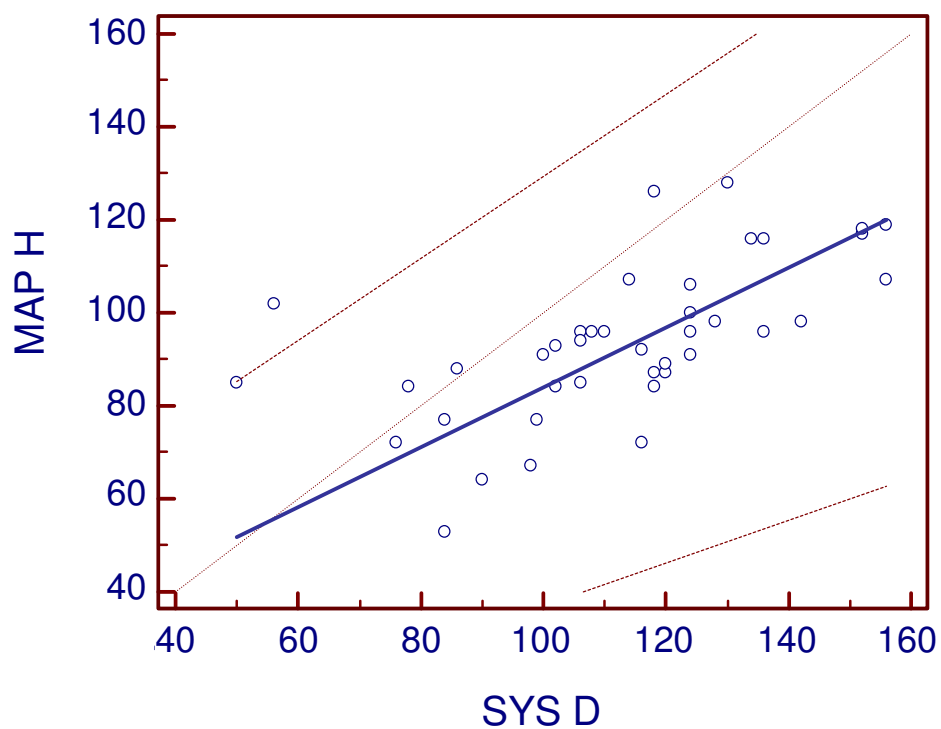


Abbildung 4-41: Streudiagramm zu V 4, $n = 40$, $y = 19,38 + 0,65x$

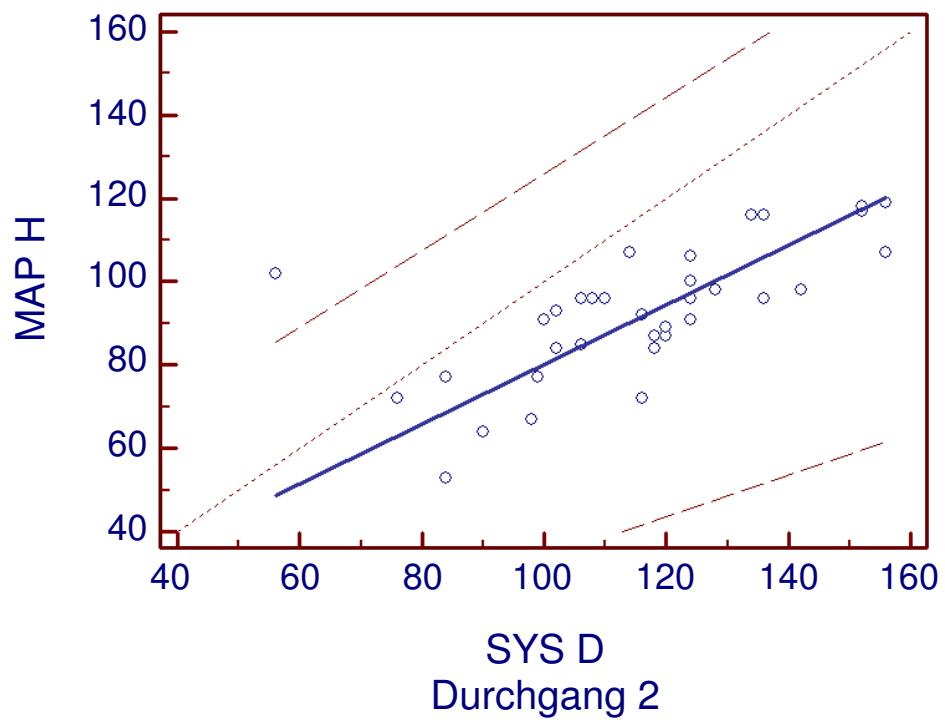


Abbildung 4-42: Streudiagramm zu V 5, $n = 34$, $y = 8,79 + 0,71x$

4.2.4. Beeinflussung des Blutdrucks durch Geschlecht oder Körpergewicht

4.2.4.1. Einfluss des Geschlechts der Vögel

Die Varianzen der Messwerte aller Parameter unterschieden sich zwischen männlichen und weiblichen Vögeln nicht signifikant ($p > 0,05$). Das Geschlecht hatte demzufolge keinen Einfluss auf den Blutdruck der Tiere.

Tabelle 4-68: Ergebnisse des t-Tests für gepaarte Stichproben, Vergleich der Merkmale Geschlecht und Blutdruck

			n _i	\bar{X}	SD	SE (\bar{X})	T	p
Mittelwerte	SYS D	m	40	103,0	22,0	3,5	,155	,877
		w	33	102,1	29,1	5,1	,151	,880
	SYS H	m	47	118,4	21,1	3,1	-1,100	,275
		w	35	123,9	24,1	4,1	-1,078	,285
	MAP H	m	45	89,5	17,0	2,5	-,671	,504
		w	32	92,2	19,0	3,4	-,658	,513
	DIA H	m	44	72,5	16,0	2,4	-,120	,905
		w	32	73,0	18,5	3,3	-,117	,907
	Puls H	m	45	319,9	120,1	17,9	-,225	,823
		w	32	326,1	119,2	21,1	-,225	,823
m	männlich	w	weiblich					
D	Doppler	H	HDO Monitor					
n _i	Anzahl der Vögel							

4.2.4.2. Einfluss des Körpergewichts der Vögel

Die nachfolgenden Streudiagramme geben einen ersten Hinweis auf eine bestehende Beziehung zwischen dem Gewicht der Vögel und den gemessenen Blutdrücken. Dafür wurden die Mittelwerte einer Messreihe gegen das Körpergewicht des Vogels aufgetragen. Für SYS, MAP und DIA bestehen positive Korrelationen, während die Pulsfrequenz negativ mit dem Körpergewicht in Beziehung steht.

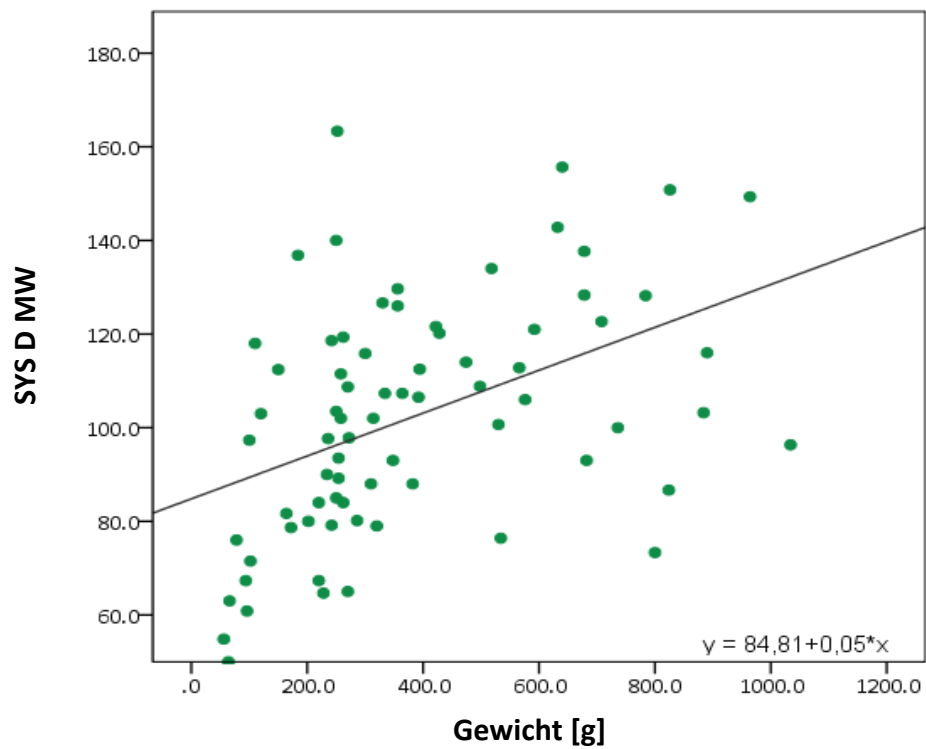


Abbildung 4-43: Beziehung zwischen SYS des Doppler-Flussmessers und dem Gewicht der Vögel

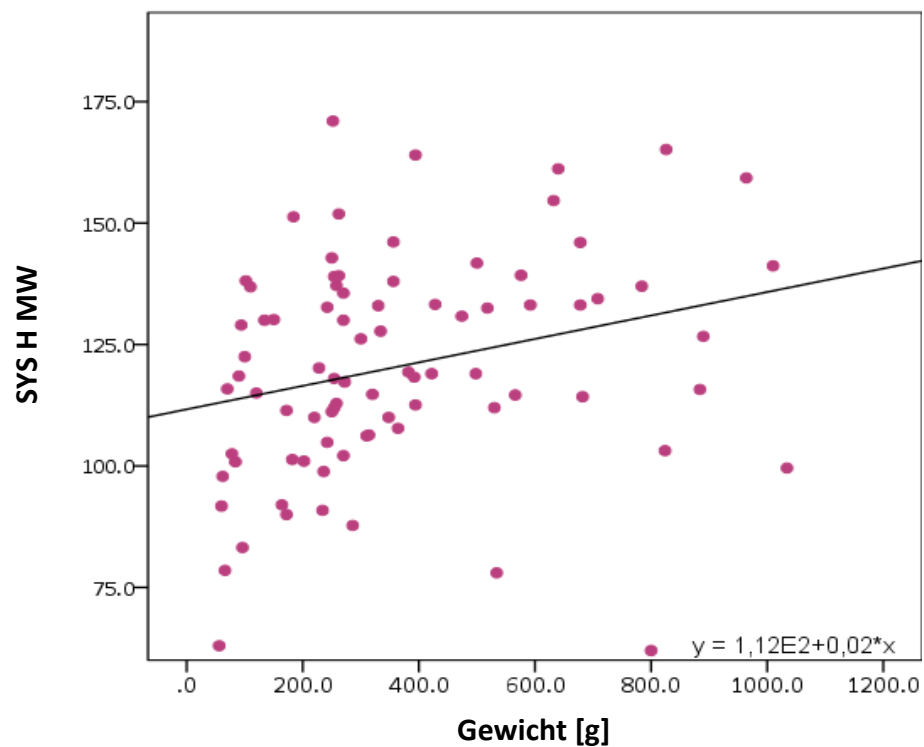


Abbildung 4-44: Beziehung zwischen SYS des HDO Monitors und dem Gewicht der Vögel

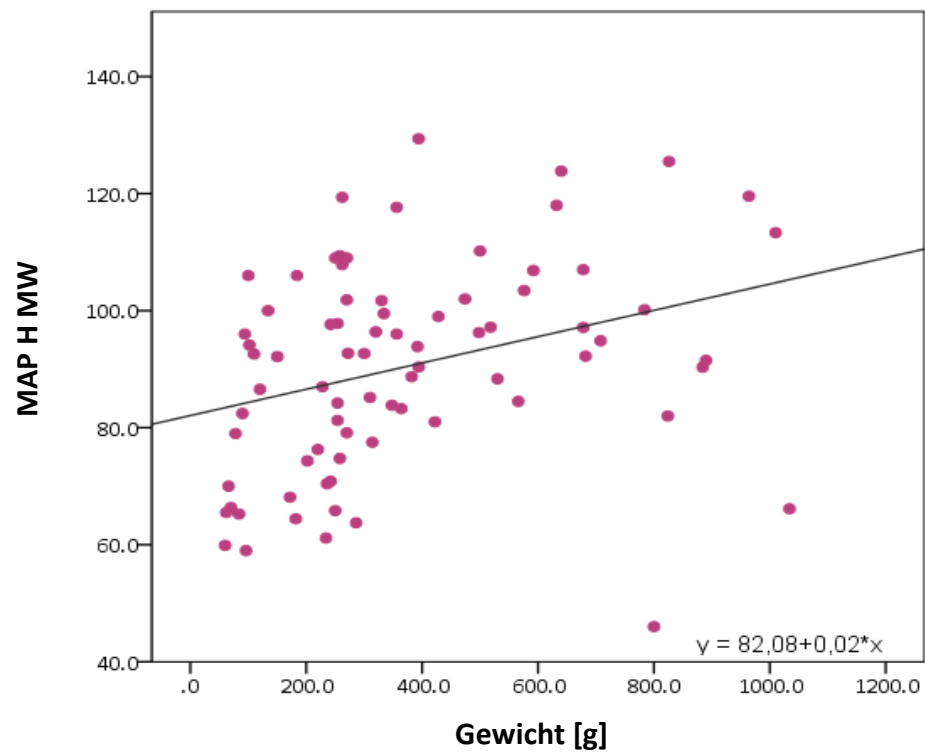


Abbildung 4-45: Beziehung zwischen MAP des HDO Monitors und dem Gewicht der Vögel

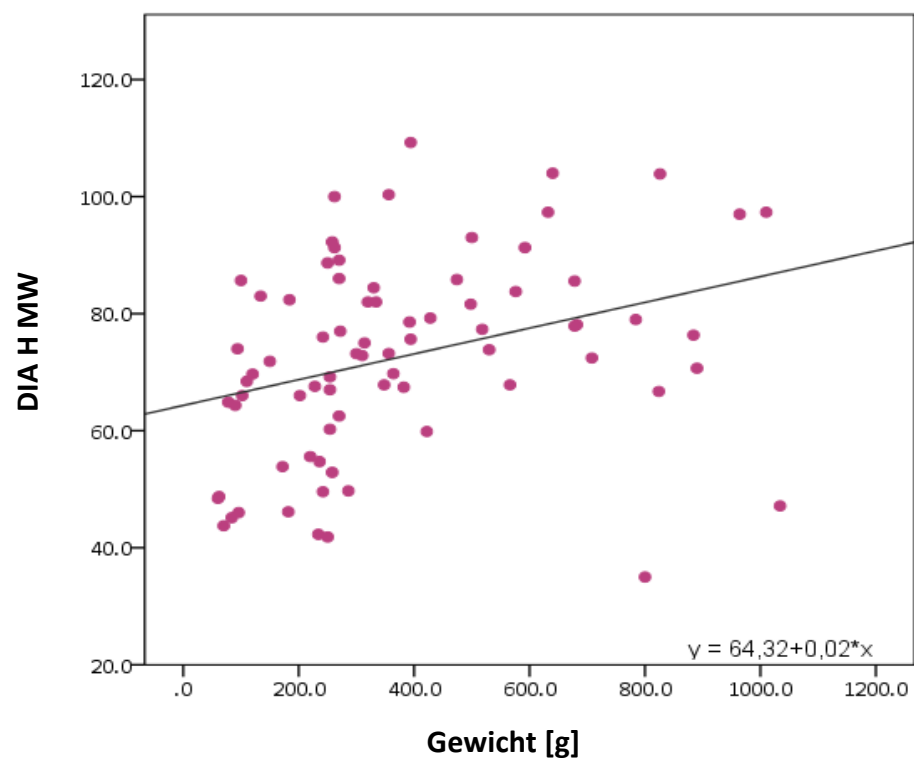


Abbildung 4-46: Beziehung zwischen DIA des HDO Monitors und dem Gewicht der Vögel

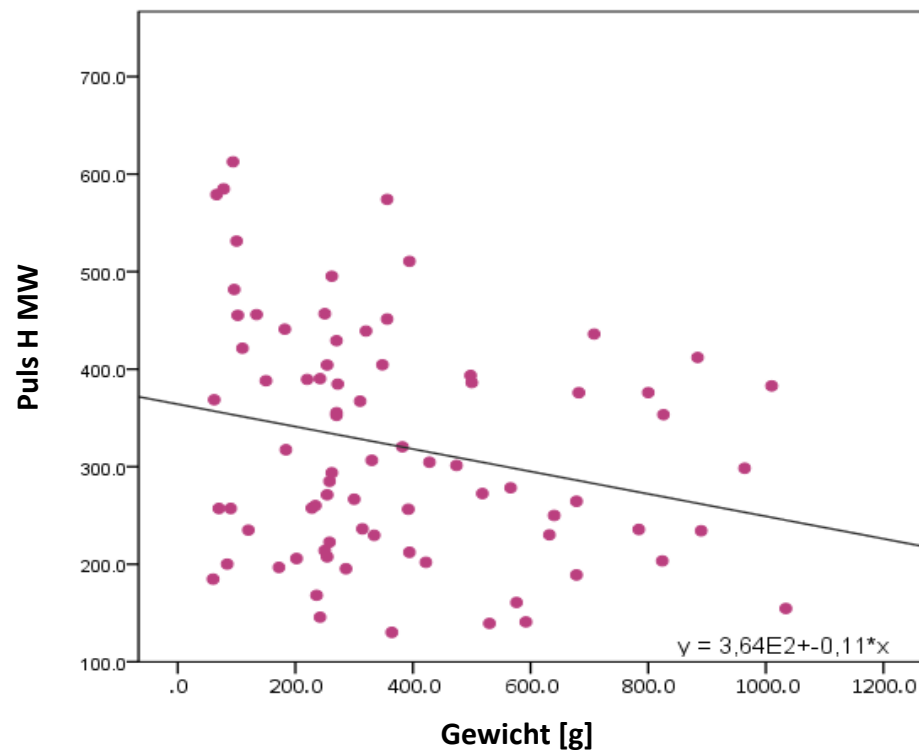


Abbildung 4-47: Beziehung zwischen Pulsfrequenz des HDO Monitors und dem Gewicht der Vögel

Für die Überprüfung des Zusammenhangs wurde der Pearson Korrelationskoeffizient (r_p) berechnet. Die Stärke der Korrelationen wurde folgendermaßen beurteilt: $r = 0 - 0,2$ schwach, $0,2 - 0,6$ mittel, $0,6 - 1$ stark.

Tabelle 4-69: Ergebnisse der Korrelationsanalyse, Vergleich der Merkmale Körpergewicht und Blutdruck sowie Pulsfrequenz

	Mittelwerte				
	SYS D	SYS H	MAP H	DIA H	Puls H
r_p	.442**	.268*	.318**	.326**	-.243*
p	,000	,014	,004	,004	,032
n	74	83	78	77	78

** Die Korrelation ist auf dem Niveau von 0,01 (2-seitig) signifikant.

* Die Korrelation ist auf dem Niveau von 0,05 (2-seitig) signifikant.

r_p Korrelationskoeffizient nach Pearson

n Anzahl der Messreihen

Alle der gemessenen Parameter korrelieren mittelstark mit dem Körpergewicht der Vögel. Für den SYS des Dopplers und den MAP, bzw. den DIA des HDO Monitors ist die Beziehung hoch signifikant. Die höchste Korrelation zeigt der SYS_D ($r_p = 0,442$), die schwächste weisen die Pulsfrequenz ($r = -0,243$) und der SYS_H ($r = 0,268$) auf. Beide korrelieren signifikant mit dem Körpergewicht.

5. DISKUSSION

In dieser Studie wurde das nichtinvasive Blutdruckmessgerät HDO Monitor Memodiagnostic Pro hinsichtlich Anwendbarkeit, Qualität der Messungen und Leistungsfähigkeit im Vergleich zum Doppler-Flussmesser evaluiert.

5.1. Material und Methodik der Blutdruckmessung

5.1.1. Auswahl der Tiere

Diese Untersuchung stellt die erste Evaluation des HDO Monitors bei Papageien dar und hatte vorrangig zum Ziel, die Anwendbarkeit des Gerätes und die Wiederholbarkeit der Messwerte über einen großen Blutdruckbereich zu untersuchen. Entsprechend den vielfältigen Anforderungen an das Messgerät im Klinikalltag wurde die Zusammensetzung der Stichprobe sehr heterogen gestaltet. So wurden alle Papageien die für die endoskopische Geschlechtsbestimmung, oder aufgrund therapeutischer bzw. diagnostischer Indikationen anästhesiert werden mussten, den Blutdruckmessungen unterzogen, sofern es der Tagesablauf der Tierklinik zuließ. Infolge dessen war die untersuchte Stichprobe inhomogen bezüglich der Spezies, der Körpergröße und des Körpergewichts.

Da zwischen verschiedenen Vogelspezies große Differenzen hinsichtlich physiologischer Parameter bestehen können (KORBEL, 1994), wurde ebenfalls von einer geringen Übertragbarkeit der Blutdruckwerte zwischen den Spezies ausgegangen. Die Vielzahl der in dieser Studie untersuchten Papageienarten mit geringen Probandenzahlen pro Spezies gestattete somit keine Bestimmung von Referenzbereichen. Zudem wurden in geringem Umfang Papageien in die Studie aufgenommen, welche anschließend diagnostischen oder therapeutischen Maßnahmen unterzogen wurden. Obwohl diese Tiere keine Symptome einer Beeinträchtigung des Herz-Kreislauf-Systems zeigten, kann eine Beeinflussung der Messwerte durch möglicherweise bestehende Grunderkrankungen nicht ausgeschlossen werden.

5.1.2. Auswahl der Messgeräte

Die invasive Messung des Blutdrucks gilt als sehr genau und zuverlässig, weshalb sie bei Validierungen neuer Messgeräte stets als Referenzmethode herangezogen

wird. Obwohl sie den Goldstandard der Blutdruckmessung bei Hund und Katze darstellt, ist ihr Einsatz aufgrund der anspruchsvollen Handhabung, der möglichen Komplikationen und des teuren Equipments speziellen Indikationen vorbehalten (KITTLESON *et al.*, 1983). Die direkte Blutdruckmessung bei Vogelpatienten wird zudem durch die teilweise geringe Körpergröße der Tiere zusätzlich erschwert. Sie schied daher aufgrund der Risiken und der gewünschten Artenvielfalt der Stichprobe als Vergleichsmethode aus.

5.1.2.1. Wahl des Doppler-Flussmessers als Referenzmethode

Der Doppler-Flussmesser wurde als Referenzmethode verwendet, da er in der Veterinärmedizin bereits als vielseitiges Gerät zur Evaluierung kardialer Parameter, v. a. während der Anästhesie, etabliert ist. Bei Vögeln dient er u. a. der Feststellung von Arrhythmien, des Grades der Gewebepfusion und wird zur Messung des Blutdrucks eingesetzt (BAILEY *et al.* (1998), STRUNK *et al.* (2003)). Da die Sonde des Gerätes verschiedenen Messlokalisationen angepasst werden kann, ist auch die Überwachung und Blutdruckmessung von sehr kleinen Vögeln (KG ab 70 g) möglich (LICHTENBERGER, 2005). Obwohl der Doppler-Flussmesser allgemein zur Blutdruckmessung bei Vögeln empfohlen wird, zeigen neuere Untersuchungen, dass die erhaltenen Messwerte mitunter stark schwanken (JOHNSTON *et al.*, 2011), bzw. nur schlecht mit denen der direkten Messung übereinstimmen (ACIERNO *et al.*, 2008). Auch ist die Feststellung des DIA mit dem Doppler schwieriger und verlangt mehr Übung des Untersuchers als die Messung des SYS (CHETBOUL *et al.* (2010), JEPSON *et al.* (2005)). Dennoch wurde das doppler-sonographische Gerät gewählt, da es eine nichtinvasive Messung ermöglicht und die Anwendung leicht zu erlernen ist (HODGKIN *et al.*, 1982). Die Handhabung gilt jedoch als umso schwieriger, je kleiner die Vögel sind (LENNOX, 2006). Daher sollte in der vorliegenden Arbeit auch der Doppler-Flussmesser hinsichtlich seiner Anwendbarkeit und der Wiederholbarkeit der Messwerte beurteilt werden. Die Fehleranfälligkeit und der Einfluss des Untersuchers waren dabei von besonderem Interesse.

5.1.2.2. High-Definition-Oszillometry

Bisher veröffentlichte Untersuchungen zur oszillometrischen Blutdruckmessung bei Vögeln ergaben unbefriedigende Ergebnisse (ACIERNO *et al.* (2008), ZEHNDER *et al.* (2009)). Nach LICHTENBERGER (2005) ist die Messung des

Blutdrucks bei Vogelpatienten mit oszillometrischen Methoden nicht möglich. Die genannten Studien evaluierten jedoch herkömmliche oszillometrische Geräte (Cardell Monitor Max-1 und Cardell 9402 Diagnostic Monitor, Fa. Sharn Veterinary, Tampa, FL, USA). Diese Geräte sind aufgrund ihrer kleineren Prozessoren (8-Bit) nicht in der Lage einzelne Pulswellen zu analysieren (ERHARDT *et al.*, 2007). Zum Einsatz des HDO Monitors bei Papageien sind nach Kenntnisstand der Autorin noch keine Studien veröffentlicht.

Bei Studien an Hunden, Katzen und Affen wurde der HDO Monitor bereits untersucht. Die Handhabung ist leicht zu erlernen (WERNICK *et al.*, 2012), die Ergebnisse sind präzise (PETRIČ *et al.*, 2010), korrelieren gut mit invasiven Vergleichsmessungen (BAUMGARTNER *et al.* (2009), MITCHELL *et al.* (2010)) und sind gut wiederholbar (CHETBOUL *et al.* (2010), MEYER *et al.* (2010), SCHMELTING *et al.* (2009)). Mit Erfüllung der Kriterien des ACVIM Consensus Statement (BROWN *et al.*, 2007) ist der HDO Monitor bereits für die Messung des SYS bei Katzen validiert (MARTEL *et al.*, 2013). Zusätzlich waren für die Auswahl des HDO Monitors auch die im Vergleich zu konventionellen oszillometrischen Messgeräten besseren technischen Voraussetzungen (32-Bit Prozessor, Signalverstärkung, computergesteuertes Ablassventil) entscheidend. Denn abgesehen von einer einfachen Anwendung und guter Wiederholbarkeit der Ergebnisse muss ein Messgerät für Vögel v. a. kurze Untersuchungszeiten ermöglichen sowie sehr schwache Signale zuverlässig messen. Der automatisierte Messvorgang minimiert zudem den Einfluss des Untersuchers. Im Gegensatz zum doppler-sonographischen Messgerät ist die Messung von MAP und DIA möglich.

5.1.3. Versuchsaufbau

Bei der Blutdruckmessung fließen der tatsächliche Wert, die physiologische Variation (Wellen I.-III. Ordnung, Pulsfrequenz, Änderung der elastischen Dehnbarkeit der Gefäße, etc. s. Kapitel 2.1, S. 2 ff.) und die Messbedingungen (u. a. Messgerät, Manschettengröße, Lagerung, Bewegungsartefakte) ein (WARD *et al.*, 2007). Außerdem spielen Erfahrung und Erwartungen des Untersuchers eine Rolle. Blutdruckmessungen sind somit nur „Momentaufnahmen“ einer sich mit jedem Herzschlag ändernden hämodynamischen Größe. Der standardisierte Versuchsaufbau dieser Studie sollte einige der Einflussfaktoren minimieren, andere, wie die physiologischen Schwankungen des Blutdrucks, lagen jedoch außerhalb der Kontrolle des Untersuchers (BLAND, 2000). Es wurde v. a. auf

eine konstante Durchführung der Messreihen geachtet, da dies die wichtigste Anforderung für die Erstellung eines engen Normalbereichs darstellt und hilft, abnorme Werte zuverlässig zu erfassen (BODEY *et al.*, 1996b).

Untersucher

Alle Messungen dieser Studie wurden von einem Untersucher (der Verfasserin) vorgenommen, welcher zuvor, bis auf wenige Messungen während der Vorversuche, keine Blutdruckmessungen bei Vögeln durchgeführt hatte. Es ist möglich, dass diese Unerfahrenheit zu Ungenauigkeiten bei den Messungen führte (CHETBOUL *et al.*, 2010). Jedoch konnten durch die Betrachtung der Ergebnisse und Bewertungen der Messungen im Studienverlauf Rückschlüsse auf die gewonnene Erfahrung des Untersuchers gezogen werden (s. Kapitel 5.2.1, S. 156 ff.).

Durchführung der Messungen in Narkose

Die Blutdruckmessung am wachen Vogel ist möglich, allerdings muss dieser dafür entsprechend fixiert werden. Voraussetzung für eine erfolgreiche Messung ist, dass sich der Vogel währenddessen ruhig verhält und entspannt ist (KRAFT-SCHREYER *et al.*, 1985), um (Abwehr-) Bewegungen oder Muskelzuckungen zu vermeiden. Denn diese können die störungsfreie Aufzeichnung der Druckkurven beeinträchtigen (HDO Monitor), bzw. die Platzierung der Sonde deutlich erschweren (Doppler-Flussmesser), wie Voruntersuchungen im Rahmen dieser Arbeit zeigten. Die Verwendung der Allgemeinanästhesie bietet hier Vorteile, da sie einen Großteil der die Messung beeinflussenden Faktoren minimiert. Während der Studie erforderte die Handhabung der Manschetten und der Messsonde bei sehr kleinen Vögeln dennoch viel Geschick. Beim Doppler-Flussmesser zeigte sich, dass minimale Bewegungen die Sondenposition veränderten und dabei auftretende Störgeräusche die Feststellung des Doppler-Shift-Signals stark beeinträchtigten. Auch bei den HDO-Messungen führten selbst kleine Unregelmäßigkeiten oder Bewegungen, besonders bei der Aufzeichnung sehr schwacher Signale mithilfe der höchsten Signalverstärkung, zu fehlerhaften Messungen.

Von 90 Messreihen verliefen 84 ohne Auffälligkeiten (93,3 %). Vier Papageien wiesen eine unruhige Atmung oder ein schwaches Pulssignal auf, sodass die Untersuchungen vorsichtshalber abgebrochen wurden, um einen Zwischenfall zu

vermeiden. Bei zwei weiteren Messreihen traten Narkosezwischenfälle (Atemstillstand, ID 88; Regurgitieren, ID 72) auf. Die betroffenen Papageien erholten sich vollständig, die Aufwachphase aller untersuchten Tiere verlief ohne Zwischenfälle. Trotz des bei jeder Allgemeinanästhesie bestehenden Risikos ist zu bedenken, dass jegliche Fixierung eine sehr stressvolle Situation für Vögel darstellt, welche einen Anstieg der HF (STRAUB *et al.*, 2003a), Körpertemperatur und Atemfrequenz zur Folge haben kann (GREENACRE *et al.*, 2004, MANS *et al.*, 2012). In der Vogelmedizin werden weiterführende Untersuchungen, wie z.B. EKG, Röntgen oder Ultraschall, daher häufig in Vollnarkose durchgeführt. In der Praxis sollte die Entscheidung, ob eine Allgemeinanästhesie für die Diagnostik notwendig ist, vom Verhalten des Vogels abhängig gemacht und sehr gestresste Vögel narkotisiert werden (LUMEIJ, 1994, PEES *et al.*, 2006). Wie die Ergebnisse der vorliegenden Studie zeigen, ist der HDO Monitor in solchen Fällen dem Doppler-Flussmesser überlegen, da die bedeutend kürzeren Untersuchungszeiten dazu beitragen, die notwendige Dauer der Anästhesie auf ein Minimum zu reduzieren.

Bei der Interpretation von Blutdruckwerten anästhesierter Tiere muss berücksichtigt werden, dass alle Anästhetika kreislauf-modulierende Wirkungen besitzen. Sie beeinflussen u. a. Rhythmus und Funktion des Herzens sowie die Perfusion des Gewebes (EGNER *et al.*, 2007). So erhöht Isofluran u. a. die HF und wirkt depressiv auf die Atmung und den BD (GOELZ *et al.* (1990), s. Kapitel 2.6.1.2, S. 34 ff.). Die in der vorliegenden Studie gemessenen Werte sollten daher nicht für die Beurteilung des Herz-Kreislaufstatus eines wachen Tieres verwendet werden (BROWN *et al.*, 2007).

Wiederholungsmessungen

In verschiedenen Leitlinien und Studien zur Blutdruckmessung, ob human- oder veterinärmedizinischen Ursprungs, wird stets auf die Notwendigkeit mehrerer (3 - 10) Einzelmessungen hingewiesen (BODEY *et al.* (1996b), BROWN *et al.* (2007), PICKERING *et al.* (2005)). Die Ergebnisse der Regressionsanalyse des vorliegenden Methodenvergleichs (s. Kapitel 4.2.3.2, S. 138 ff.) unterstützen diesen Ansatz: Standardabweichung und Standardfehler verringern sich bei Betrachtung der Mittelwerte gegenüber den Einzelwerten der parallelen Messungen (s. Tabelle 4-67, S. 139). Dies und die z. T. große Schwankungsbreite der intraindividuellen SDs (s. Tabelle 4-54, S. 122) zeigen, dass mehrere

Einzelmessungen die Streuung reduzieren und Wiederholungsmessungen sinnvoll sind. Neben der Reduktion der Streuung dienten die Mehrfachmessungen der Berechnung der Wiederholbarkeit. Zwischen den Einzelmessungen wurden Pausen von einer Minute eingehalten, um eine Überhöhung des Blutdrucks (RANDIG, 1952) zu vermeiden.

Messlokalisation

Für die indirekte Blutdruckmessung bei Vögeln kann die Manschette des Doppler-Flussmessers entweder am Humerus, Femur oder am Tibiotarsus angebracht und der Blutfluss in *A. ulnaris*, *A. tibialis cranialis* oder *A. metatarsalis* festgestellt werden (s. Kapitel 2.4.2.2, S. 20 ff. und Kapitel 2.5.3.1, S. 28). Für die Manschette des HDO Monitors gibt es bisher keine Empfehlungen hinsichtlich der Lokalisation bei Vögeln. Der Tibiotarsus wurde gewählt, da die Blutdruckmessungen in der vorliegenden Studie an einer sehr heterogenen Probandengruppe vorgenommen werden sollten, welche auch Vögel mit einem Körpergewicht von unter 100 g einschloss. Da selbst die kleinste Manschette beider Geräte bei diesen Tieren nicht um den Femur gelegt werden kann, wurden alle Messungen am Tibiotarsus durchgeführt, um vergleichbare Bedingungen zu schaffen (s. Abbildung 3-11, S. 55). Im Gegensatz zu Messungen am Flügel mussten keine Federn gescheitelt werden, die Manschetten lagen den Tibiotarsi gut an. Bei stark konisch geformten Ständern oder sehr eng angelegten Manschetten in Verbindung mit hohem Aufpumpdruck, kam es in einzelnen Fällen zum Verrutschen und nachfolgender Beeinträchtigung der Messung. Insgesamt trat dieser Fehler bei 31 Einzelmessungen auf (6,0 %). Mit Hinblick auf die Blutdruckmessung bei wachen Vögeln kann die Verwendung des Tibiotarsus als Messlokalisation u. U. die Fixierung der Tiere erleichtern, sodass diese die Messung besser tolerieren. Leider treffen weder JOHNSTON *et al.* (2011) noch ZEHNDER *et al.* (2009) eine Aussage zur Akzeptanz der Messlokalisation durch die von ihnen untersuchten Vögel.

Größe der Manschetten

Die Größe der Manschette, bzw. des luftführenden Anteils (Blase, Luftkammer), ist Gegenstand zahlreicher Untersuchungen in der Humanmedizin und es ist bekannt, dass die Breite und die Länge der Manschette die Höhe des gemessenen Blutdrucks beeinflussen (s. Kapitel 2.5.3.2, S. 29 ff.). In einer Pilotstudie variieren

die Messwerte bei elf Papageienvögeln am wenigsten bei Verwendung einer 40%-Manschette (JOHNSTON *et al.*, 2011), während bei Rotschwanzbussarden die Messwerte einer noch breiteren Manschette (40 – 50 % des Gliedmaßenumfangs) den kleinsten Gesamtbias aufweisen (ZEHNDER *et al.*, 2009). Übertragen auf die vorliegende Arbeit wären bei einer verwendeten Luftkammerbreite von 3,0 cm (HDO Monitor), bzw. 3,3 cm (Doppler-Flussmesser) nur Vögel mit mehr als 7,5 cm Tibiotarsusumfang in Betracht gekommen. Den größten Tibiotarsusumfang besaß eine Guatemala-Amazone (*A. f. guatemalae*, ID 33, $\bar{x}_{TU} = 6,75$ cm). Hier hätten die Manschetten nur 2,7 cm breit sein dürfen um 40 % des Umfangs zu betragen. Bei einer Luftkammerbreite von bis zu 50 % des Umfangs hätten nur sechs Vögel der vorliegenden Studie diese Voraussetzung erfüllt ($\bar{x}_{TU} = 6,0 - 6,75$ cm). Durchschnittlich entsprach die 3,0 cm breite Manschette 77,6 % des Gliedmaßenumfangs der Vögel. Daraus resultierte möglicherweise eine Unterschätzung aller mit Doppler-Flussmesser und HDO Monitor gemessenen Blutdruckwerte. Weiterhin lassen die beiden genannten Studien bei Vögeln vermuten, dass die passende Luftkammerbreite, möglicherweise bedingt durch unterschiedliche Weichteildicke und Gewebeelastizität (GEDDES *et al.*, 1980), speziesspezifisch verschieden ist. Das tatsächliche Ausmaß des systematischen Fehlers durch die hier verwendeten Manschetten lässt sich nicht feststellen, da keine direkten Vergleichsmessungen durchgeführt wurden. Nach BAKX *et al.* (1997) ist allerdings der Einfluss der Manschettengröße auf die Messwerte im Vergleich zu den anderen Faktoren geringer. Es wird im Hinblick auf den Messfehler eher die Verwendung einer zu breiten Manschette empfohlen (KITTELESN *et al.*, 1983). Dennoch sollten die Messwerte dieser Studie im Zusammenhang mit den Versuchsbedingungen betrachtet werden. Neben der Manschettengröße kam dem Material bei der Handhabung Bedeutung zu (s. Kapitel 5.2.3, S. 159 ff.).

Beurteilung der Messungen

Bevor die Messwerte in die statistischen Auswertungen eingingen wurden die Druckkurven (HDO Monitor) und das Doppler-Shift-Signal jeder Einzelmessung hinsichtlich ihrer Qualität geprüft. Die visuelle Beurteilung der Druckkurven mithilfe der Analysesoftware wird ausdrücklich vom Hersteller empfohlen, da die Druckkurven u. a. Aufschluss über die Qualität der Messung, den Verlauf der Ablasskurve und mögliche Artefakte geben. Außerdem ermöglichen sie eine

bessere Einschätzung des kardiovaskulären Status hinsichtlich Rhythmik und Schlagvolumen (EGNER, 2006). KUCKENBERG (2008) stellt in ihrer Arbeit fest, dass sich die Korrelationen der indirekten oszillometrischen Messwerte mit denen der direkten Messung nach der Kurvenanalyse mit nachfolgendem Ausschluss schlechter Druckkurven deutlich verbessern. Trotz möglicher subjektiver Beeinflussung des Messergebnisses wurde die Kurvenanalyse in der vorliegenden Studie zur Beurteilung der Messungen herangezogen. Denn ohne Kontrolle der Druckkurven wären ggf. auch Messungen schlechter Qualität in die Auswertung eingegangen. Im Gegenzug hätte man fälschlicherweise als fehlerhaft angezeigte Ergebnisse ohne visuelle Beurteilung übersehen. Trotz guter Einarbeitung in die Kurvenanalyse und Verwendung objektiver Kriterien (lineare Ablasskurve, deutliche Glockenform der Druckkurve, etc., s. Kapitel 3.3.2.1, S. 61 ff.) benötigte die korrekte Auswertung Übung. War keine einwandfreie Zuordnung der Ergebnisse möglich, wurde die entsprechende Messung von der Auswertung ausgeschlossen. Letzteres galt auch für die Einzelmessungen des Doppler-Flussmessers. Die Signalqualität war sehr vielfältig und u. a. abhängig von der Größe des Vogels, der Position der Sonde und den motorischen Fähigkeiten des Untersuchers.

Beide Messgeräte setzen bei der Interpretation der Ergebnisse ein gewisses Maß an Erfahrung voraus. Der Vorteil der Kurvenanalyse gegenüber der Beurteilung des Doppler-Shift-Signals besteht darin, dass Erstere aufgrund erlernbarer Vorgaben an Objektivität gewinnt, welche es auch ungeübten Personen erlauben, gute von schlechten Messungen zu unterscheiden. Grundsätzlich sollten bei gänzlich fehlender Einarbeitung in die Methodik nur fehlerfreie Druckkurven des HDO Monitors und Messungen mit klarem, störungsfreiem Doppler-Shift-Signal in die Auswertung aufgenommen werden. Alle Besonderheiten sollten im Protokoll erfasst werden.

Umgang mit Ausreißern und Ausschluss des ersten Messwertes

Um bei der statistischen Auswertung dieser Studie eine Beeinflussung der Ergebnisse zu vermeiden, wurden weder Ausreißer entfernt – es sei denn es handelte sich um offensichtliche Fehlmessungen - noch die erste Messung eines Vogels verworfen. Letzteres wird in der Literatur verschieden bewertet. BODEY *et al.* (1999) und BROWN *et al.* (2007) empfehlen den Ausschluss des ersten Wertes, während CHETBOUL *et al.* (2010) und SPARKES *et al.* (1999) diese

Entscheidung abhängig vom Ausmaß der Differenz zur darauffolgenden Messung treffen. Der erste Messwert unterscheidet sich bei ACIERNO *et al.* (2008) und JEPSON *et al.* (2005) nicht signifikant von den folgenden und SCHMIEG (2002) sowie GRAVES *et al.* (2010) zeigen, dass das Verwerfen der ersten Messung keinen Einfluss auf das Ergebnis ihrer statistischen Auswertung hatte.

5.2. Beurteilung der Anwendbarkeit

5.2.1. Umsetzung des Versuchsplans

Mit keinem der zwei Geräte wurden drei valide Messungen bei maximal fünf Messversuchen pro Runde in allen Messreihen erreicht. Zwölf von insgesamt 86 Messreihen des Doppler-Flussmessers und elf von 89 Messreihen des HDO Monitors ergaben gar keine Messwerte, dies entspricht einem Anteil von 13,9 %, bzw. 12,4 %. Die Anzahl der vollständigen Messreihen des Doppler-Flussmessers war zunächst niedrig (12 von 46 möglichen), nahm jedoch im zweiten Durchgang deutlich zu. Demgegenüber wurden viele Messreihen des HDO Monitors schon von Beginn an erfolgreich abgeschlossen (30 von 49 möglichen). Im zweiten Durchgang konnte dieser Anteil noch einmal erhöht werden. Im Gegenzug verringerte sich die Zahl der Fehlermeldungen bei beiden Geräten im Verlauf der Untersuchungen. Beim oszillometrischen Messgerät handelte es sich meist um die Fehlermeldungen E2 und E3 (6,6 %, bzw. 5,7 %).

Diese Ergebnisse des HDO Monitors übertreffen die bisher veröffentlichten Daten für oszillometrische Messgeräte zur Blutdruckmessung bei Vögeln. ACIERNO *et al.* (2008) erhalten bei Messversuchen an 16 Amazonen keine Ergebnisse und ZEHNDER *et al.* (2009) berichten von 54 % fehlerhaften Messungen bei ihren Untersuchungen mit dem Cardell Monitor. Auch in der vorliegenden Arbeit waren Amazonen eingeschlossen. Von den 13 untersuchten Tieren ergaben zehn Messreihen mehr als sechs valide Werte, zwei weniger als sechs und eine Messreihe endete ergebnislos. Die Messversuche dieser Grünwangenamezone (*Amazona viridigenalis*, ID 54, 292 g) blieben auch mit dem Doppler-Flussmesser aufgrund des fehlenden Shift-Signals erfolglos. ZEHNDER *et al.* (2009) berichten von 3,3 % fehlerhaften Doppler-Messungen (Model 811-BTS; Parks Medical Electronics, Aloha, OR, USA), wobei die Manschettenlokalisation keine Rolle spielt. Demgegenüber treten während der Messungen mit dem oszillometrischen Gerät am Flügel mehr Fehler als am Ständer auf (nicht signifikant). Die doppler-

sonographischen Messungen am Flügel gelingen bei ACIERNO *et al.* (2008) immer, während am Ständer 25 % der Versuche ergebnislos bleiben. Beide Studien evaluieren ein anderes oszillometrisches Messgerät (Cardell Monitor), sodass die abweichenden Ergebnisse möglicherweise auf die verwendete Technik zurückzuführen sind. Zu den fehlerhaften Doppler-Messungen der vorliegenden Studie hat vermutlich die Ungeübtheit des Untersuchers beigetragen. Dafür spricht die deutliche Steigerung der Anzahl vollständiger Messreihen im Verlauf des Untersuchungszeitraumes.

5.2.2. Qualität der Einzelmessungen

Die Qualität der Einzelmessungen von Doppler-Flussmesser und HDO Monitor unterschied sich nur in der Kategorie „mittel“ signifikant. Der Anteil „guter“ Messungen war in etwa gleich groß (Doppler-Flussmesser: 59,6 %, HDO Monitor: 57,2 %). Im ersten Durchgang waren jeweils ca. ein Fünftel der Messungen beider Methoden fehlerhaft.

Doppler-Flussmesser

Während der Doppler-Messungen war meistens ein fehlendes (11,5 %) oder ein verändertes Signal nach Verrutschen der Manschette, bzw. Sonde (6,0 %) ursächlich, wohingegen ein schlecht abgrenzbares Signal, geringe Lautstärkeinstellungen und diskontinuierlicher Druckablass nur eine untergeordnete Rolle spielten (s. Kapitel 4.1.3.4, S. 91 ff.). Möglicherweise hat eine schlechte periphere Durchblutung (z. B. bedingt durch Vasokonstriktion), zur Abnahme des Blutflusses beigetragen oder die Sonde verrutschte unbemerkt während des Aufpumpens der Manschette. Die Ergebnisse der Vergleichsmessungen mit dem HDO Monitor sprechen gegen das Vorliegen einer Hypotonie. Lediglich drei Vögel (IDs 19, 61 und 90) wiesen vereinzelt systolische Blutdrucke unter 90 mmHg auf. Allerdings fanden die Messungen geringgradig zeitversetzt statt und direkte Vergleichsmessung wurden nicht durchgeführt, sodass letztlich nicht auf die genaue Ursache geschlossen werden kann. Die fehlende Sicherheit bei der Feststellung und Interpretation des Signals könnte ebenfalls eine Rolle gespielt haben, da bis auf eine ergebnislose Messreihe alle betroffenen Messungen im ersten Durchgang stattfanden. Die bereits genannten Studien zur BD-Messung bei Vögeln (ACIERNO *et al.* (2008), JOHNSTON *et al.* (2011), LICHTENBERGER *et al.* (2007b), ZEHNDER *et al.* (2009)) treffen keine

Aussage zur Qualität des Doppler-Shift-Signals. Bei Katzen wird berichtet, dass die Sonde öfters neu positioniert werden muss, um ein klares Signal zu erhalten (KLEVANS *et al.*, 1979).

HDO Monitor

Insgesamt konnten 23,9 % der Einzelmessungen nicht ausgewertet werden. Entweder war die Qualität der Kurven schlecht (9,1 %) oder das Gerät zeigte eine fehlerhafte Messung an (14,8 %). Die häufigsten Fehlermeldungen waren E2- (6,6 %) und E3-Fehler (5,7 %). Elf Messreihen des HDO Monitors blieben ohne valide Ergebnisse, bis auf eine (fehlende PC-Verbindung), waren Fehlermeldungen des Gerätes ursächlich (s. Kapitel 4.1.3.4, S. 91 ff.). Ausgehend von den Ergebnissen der Vergleichsmessungen mit dem Doppler-Flussmesser und der überwiegenden Natur der Fehlermeldungen des HDOs (E3) könnte ein niedriger Blutdruck der Vögel die Ursache gewesen sein. Weiterhin war möglicherweise der Pulsdruck in den peripheren Arterien nicht ausreichend groß um detektiert zu werden. Mehrere Veröffentlichungen beschreiben die fehlende Messgenauigkeit des HDO Monitors, bzw. oszillometrischer Geräte in niedrigen Blutdruckbereichen, wohingegen mit dem Doppler-Flussmesser auch niedrige Pulswellenamplituden erfasst werden können (BINNS *et al.* (1995), CAULKETT *et al.* (1998), SHIH *et al.* (2010)). Es ist aber ebenso denkbar, dass die dopplersonographisch gemessenen Werte nicht dem tatsächlichen systolischen BD entsprachen, sondern aufgrund der überwiegend schlechten Qualität und geringen Lautstärke des Pulssignals falsch niedrig interpretiert wurden.

Generell erhöhte sich der Anteil der Messungen guter Qualität im Verlauf der Untersuchungen und die Zahl der fehlerhaften Messungen ging zurück. Es bestand eine schwache Abhängigkeit der Qualität der Messungen vom Körpergewicht der Probanden (s. Kapitel 4.1.3.2, S. 83 ff.). Dass der Zeitraum in dem die Untersuchungen stattfanden, signifikant mit der Qualität der Einzelmessungen zusammenhing, wurde mithilfe statistischer Tests bewiesen. Die Rolle des Untersuchers bei den Messungen wird in Kapitel 5.2.5 (S. 161 ff.) diskutiert.

5.2.3. Beurteilung der Handhabung

Neben der Qualität der Messungen wurden die Geräte hinsichtlich der Handhabung beim erstmaligen Anlegen der Manschette bis zum Erhalt des ersten Messwertes beurteilt.

Im ersten Durchgang der Doppler-Messungen wurde fast ein Drittel (28,9 %) der Messungen als „schwierig“ bewertet, 46,7 % gelangen auf Anhieb und 24,4 % waren etwas aufwendiger (Kategorie „mittel“). Größtenteils konnte bei den schwierigen Messungen kein Signal festgestellt werden ($n = 9$; 69,2 %). Im zweiten Durchgang waren nur noch zwei Messungen sehr aufwendig und der Anteil der einfachen Messungen stieg auf 67,5 %. Die Handhabung zwischen den Durchgängen unterschied sich signifikant. Dies dürfte wiederum auf die im Verlauf der Studie gewonnene Erfahrung zurückzuführen sein.

Die Bedienung des HDO Monitors und dessen Funktionsmenüs war einfach zu erlernen, das Anlegen der geringfügig steiferen Manschette erforderte, gerade bei Messungen sehr kleiner Vögel, etwas Übung. Nur selten mussten die ersten Messungen einer Reihe wiederholt werden ($n_{\text{Ges}} = 8$; 9,2 %). Insgesamt waren acht Messungen sehr aufwendig, sechs dieser Messversuche blieben ergebnislos. Alle „schwierigen“ Messungen fanden im ersten Durchgang statt, die Ursache war stets eine E3 - Fehlermeldung. Bei fünf dieser Messreihen wurde der Verschluss der Manschette mit Klebeband gesichert. Möglicherweise war das Klebeband nicht ausreichend fest angebracht, sodass die Manschette zu locker saß. Dadurch bestand eventuell kein ausreichender Kontakt mit dem Ständer und die Detektion der Gefäßwandszillationen wurde erschwert. Dagegen spricht, dass die übrigen Messreihen ($n = 16$) in dieser Hinsicht nicht beeinträchtigt waren. KLEIST (1991) hat während ihrer gesamten Studie den Verschluss stets mit Klebeband sichergestellt. Sie beobachtet keinerlei Einschränkungen und empfiehlt dieses Vorgehen. Im zweiten Durchgang verbesserte sich die Handhabung signifikant. Nur drei Messungen mussten aufgrund von Fehlermeldungen des Monitors wiederholt werden, 92,5 % der Messreihen begannen fehlerfrei.

Es ist denkbar, dass weitere Faktoren (Manschettengröße, Erfahrung des Untersuchers, Sensitivität des Gerätes) die Handhabung der Messgeräte beeinflussten. Allerdings haben diese äußeren Bedingungen nur geringen Anteil an der Variabilität der Messwerte, wie die Berechnungen ergaben. Höchstens 12 % der Schwankungen konnten beim Doppler-Flussmesser je Runde auf den

Messfehler zurückgeführt werden, beim HDO Monitor waren es maximal 7 % (s. Kapitel 4.2.2.2, S. 124 ff.). Die Varianz der Messwerte war demnach mehrheitlich durch die Blutdruckvariabilität jedes einzelnen Vogels bedingt.

5.2.4. Messdauer

Mit dem Doppler-Flussmesser dauerte es im Mittel achteinhalb Minuten bis eine Messreihe mit sechs Einzelmessungen abgeschlossen war. Der HDO Monitor benötigte dafür zwischen sechs und sieben Minuten. Die Doppler-Messungen bestimmten vor allem zu Beginn des Untersuchungszeitraumes die Gesamtdauer, da alternierend gemessen wurde und der HDO Monitor immer erst nach Abschluss der Doppler-Messung gestartet wurde. So kam der Qualität des Doppler-Shift-Signals eine besondere Bedeutung zu. War diese schlecht, musste die Ablassgeschwindigkeit des Manometers verringert und ggf. Wiederholungsmessungen durchgeführt werden. Dadurch verlängerten sich auch die Intervalle zwischen den HDO-Einzelmessungen und folglich die Dauer der gesamten Untersuchung. Durch den Einsatz der Loop-Funktion verkürzte sich die Untersuchungszeit. Sie wurde zunächst jeweils für einzelne Messrunden eingesetzt, mit zunehmender Übung konnte jedoch auch der Manschettenwechsel innerhalb des vorgegebenen Intervalls von einer Minute durchgeführt werden.

Bei den Untersuchungen von JEPSON *et al.* (2005) verhalten sich die Untersuchungszeiten genau anders herum. Während mit dem Doppler knapp 40 % der Untersuchungen fünf Minuten dauern, benötigt das oszillometrische Gerät in 55 % der Fälle über 10 Minuten Zeit für dieselbe Anzahl Messungen ($n = 5$). Grund hierfür sind Bewegungen der Katzen während der Messungen und schlechte Toleranz der Manschettenlokalisation. CHETBOUL *et al.* (2010) berichten von $5,7 \pm 2,1$ Minuten Untersuchungsdauer für fünf Messwerte mit einem HDO Monitor, unabhängig von der Identität des Untersuchers. Demgegenüber dauern die doppler-sonographischen Messungen länger ($\bar{x} = 5,9 \pm 4,0$ min) und sind signifikant vom Untersucher abhängig, wobei die ungeübtesten am meisten Zeit benötigen. Die Autoren schließen daraus, dass für die Anwendung des Dopplers ein Minimum an Training Voraussetzung ist.

Wichtiger für die Beurteilung der Handhabung ist jedoch nicht die Dauer einer ganzen Messreihe, als vielmehr die Zeit, die für eine einzelne Messung benötigt wird. Besonders die für den Druckablass des Sphygmomanometers benötigten

Zeiten waren sehr variabel und maßgeblich von der Qualität des Signals und der Übung des Untersuchers im Umgang mit dem Ventil des Sphygmomanometers beeinflusst. Generell sollte der Manschettendruck mit 2 - 3 mmHg pro Sekunde (BROWN *et al.*, 2007), bzw. mit 3 mmHg pro Herzschlag sinken (GEDDES, 1970). Nur bei 19,6 % der Einzelmessungen der vorliegenden Studie wurde der Manschettendruck mit 3 mmHg/s abgelassen. Bei einer weiten Verteilung der Geschwindigkeiten (Spannweite 7,6 mmHg/s) betrug die mittlere Ablassrate 4 mmHg/s. Die Einstellung der Ablassgeschwindigkeit des HDO Monitors erfolgte pulsabhängig automatisch durch das Gerät. Ab einer Pulsfrequenz von 200 S/min betrug diese 18 mmHg/s, eine Einzelmessung dauerte im Mittel 13,2 Sekunden. Die HDO-Messungen waren somit fast immer schneller abgeschlossen, da selbst bei einem guten Pulssignal die schnellsten Ablasszeiten mit dem Sphygmomanometer 16 Sekunden betrugen. Die oszillometrischen Geräte der Studien von HABERMAN *et al.* (2004) und BODEY *et al.* (1996b) (Dinamap 83000, bzw. 1846SX, Fa. Critikon, Tampa, FL, USA) benötigen zwischen 15 und 150 Sekunden für einen Messwert. Obwohl maßgeblich für eine möglichst kurze Vollnarkose während diagnostischer Maßnahmen, stellt die Schnelligkeit des HDO Monitors v. a. bei wachen Vögeln einen entscheidenden Vorteil gegenüber dem Doppler-Flussmesser dar. Die Tiere können vergleichsweise schnell untersucht werden und sind so weniger Stress ausgesetzt. Zudem sind mehr Wiederholungsmessungen in kürzerer Zeit möglich, wodurch die statistische Aussagekraft der Messwerte erhöht und der Blutdruck genauer bestimmt wird.

5.2.5. Fehlermöglichkeiten und Einfluss des Untersuchers

Die vorgenommene Einteilung der aufgetretenen Fehler oder Schwierigkeiten stellt eine Vereinfachung dar und sollte die Beurteilung und Wertung derselben erleichtern. Sie ermöglicht keine abschließenden Aussagen über etwaige zugrunde liegenden Ursachen. Häufig sind mehrere Einflussfaktoren, welche z. B. eine schlechte Signalqualität bewirkten (u. a. Hypotension, Anwenderfehler), vorstellbar.

5.2.5.1. Auftretende Fehler und Schwierigkeiten während der Messungen

Zu den die Messungen beeinflussenden Faktoren gehören Fehler des Messgerätes, Anwendungsfehler des Untersuchers und die Variabilität des Blutdrucks (s. Kapitel 2.5, 24 ff.).

Während der Blutdruckmessung traten die Messfehler des HDO Monitors nur am Rande in Erscheinung. Der automatisierte Messvorgang des HDO Monitors schloss eine Beeinflussung durch den Untersucher größtenteils aus, erforderte allerdings im Anschluss an die Messung Erfahrung bei der Auswertung der Druckkurven (s. Kapitel 5.1.3, S. 150 ff.). Deren Darstellung war in der vorliegenden Untersuchung fast immer erfolgreich. Nur vereinzelt wurden Messwerte ohne Druckkurve angezeigt (0,7 %). Die Fehlermessungen des HDO Monitors waren hauptsächlich durch eine schlechte Aufzeichnungsqualität der Pulswelle bedingt. Vor allem im ersten Durchgang traten des öfteren E3-Fehlermeldungen als Folge einer zu geringen Signalamplitude auf. Form und Umfang des Tibiotarsus sowie die Art der Manschettenanbringung waren potenzielle Einflussfaktoren.

Im Gegensatz zu den oszillometrischen Messungen oblag die doppler-sonographische Erfassung des Blutdrucks fast vollständig dem Untersucher und war von dessen motorischen und akustischen Fähigkeiten abhängig. Die Vielfalt der untersuchten Tiere (Spezies, Körpergröße, Tibiotarsusumfang) stellte dabei eine gewisse Herausforderung dar. Sie beeinflusste das Anlegen der Manschette, die Position der Sonde, die Signalqualität und die Ablassgeschwindigkeit des Manschettendrucks. Insgesamt waren fast 50 % der qualitativ „schlechten“ und schwierigen Messungen durch ein mangelhaftes oder fehlendes Doppler-Shift-Signal bedingt. Generell erforderte dessen Identifizierung und Interpretation Übung. Mit zunehmender Erfahrung verbesserte sich die Signalerkennung. Die doppler-sonographischen Messungen von JOHNSTON *et al.* (2011) gelingen fehlerlos, allerdings sind die untersuchten Papageien alle größer (230 – 1263 g). Auch die Bedienung des Manometerventils benötigte Einarbeitungszeit. Konstante Ablassgeschwindigkeiten wurden im Untersuchungszeitraum nicht erreicht, jedoch verringerte sich deren Streuung im Verlauf der Untersuchungen.

Beide Manschetten rutschten zum Teil während des Aufpumpens am konischen Ständer nach unten. Dies beeinflusste den Messvorgang des HDO Monitors nicht unmittelbar. Allerdings konnte es dabei durch Verringerung des Kontaktes zum Ständer zur Abschwächung der übertragenen Gefäßoszillationen kommen und die Aufzeichnungen beeinträchtigt werden. Wurde die Sonde des Doppler-Flussmessers verschoben, änderte dies häufig die Beschaffenheit des Signals.

Oszillometrische Messmethoden reagieren empfindlich auf Bewegungen (JEPSON *et al.* (2005), MEYER *et al.* (2010), NOUT *et al.* (2002)), aber auch Doppler-Messungen können bei sehr unruhigen Tieren schwierig bis unmöglich sein (SCHMIEG, 2002). Da die Vögel in Allgemeinanästhesie untersucht wurden, waren Bewegungsartefakte nur von untergeordneter Bedeutung. Sie traten bei fünf HDO-Messungen auf und waren alle durch versehentliches Berühren des Kabels durch den Untersucher bedingt. Bei Messungen an wachen Papageien darf ein anderes Ergebnis erwartet werden. Während JOHNSTON *et al.* (2011) und LICHTENBERGER (2005) keine Aussage dazu treffen, führen Bewegungen der Bussarde von ZEHNDER *et al.* (2009) zu fehlerhaften Messungen. Bei schwerkranken Tieren, oder Tieren im Schock, deren BD überwacht werden muss und welche meist nur eingeschränkte oder gar keine Bewegungen zeigen, ist diese Fehlerquelle wahrscheinlich nur von untergeordneter Bedeutung.

5.2.5.2. Einfluss der Versuchsbedingungen

Der Vergleich der Daten beider Durchgänge hinsichtlich der Anwendbarkeit ergab signifikante Unterschiede. Die nur schwachen bis mittelstarken Signifikanzen der statistischen Vergleichstest könnten darauf hinweisen, dass nicht nur die Erfahrung des Untersuchers sondern auch die Versuchsbedingungen für die Unterschiede zwischen den Durchgängen verantwortlich waren. Trotz möglicher Blutdruckdifferenzen zwischen den Ständern eines Vogels wurden die Messungen vergleichend an beiden Tibiotarsi durchgeführt. Um mögliche Unterschiede festzustellen, hätte vor Messbeginn der Blutdruck in beiden Ständern bestimmt und überprüft werden müssen (OGEDEGBE *et al.*, 2010). Der Umfang und die Zielsetzung dieser Studie ließen das nicht zu. Auch die gleichzeitige Bedienung der zwei Messgeräte kann für die höhere Variabilität der Doppler-Ergebnisse (s. Kapitel 5.3.1, S. 164 ff.) verantwortlich gewesen sein. Dieses Vorgehen hat u. U. die Konzentration auf die Messung gemindert, was sich v. a. auf die Doppler-Messungen ausgewirkt haben dürfte, da der Messvorgang des HDO Monitors nach dem Anlegen der Manschette keinen weiteren Einsatz des Untersuchers erforderte.

Der Aufbau des Versuchs (z. B. Narkoseprotokoll, Lagerung der Probanden, Messlokalisation, etc.) wurde, soweit möglich, konstant gehalten. Variiert haben die Tageszeit, die Zusammensetzung der Stichproben und die jeweils assistierenden Personen. Im ersten Durchgang assistierten verschiedene

Mitarbeiter der Tierklinik bei der Erstellung der Messreihen. Demgegenüber wurden im zweiten Durchgang 36 der 40 Messreihen mithilfe derselben Person durchgeführt, was sich u. a. in der Verringerung der Protokollfehler niederschlug.

Die vorliegenden Untersuchungsergebnisse bestätigen, dass es sich beim HDO Monitor um ein leicht zu bedienendes Gerät handelt, dessen einfache Handhabung schon zu Beginn der Untersuchung die Ermittlung qualitativ guter Messwerte ermöglichte. Demgegenüber benötigte die Anwendung des Doppler-Flussmessers mehr Erfahrung in der Erfassung des Signals. Anhand der zunehmenden Qualität der Messungen und einfacheren Handhabung im zweiten Durchgang wird jedoch auch hier ein Lerneffekt deutlich.

Der Einfluss des Manschettenwechsels wird in Kapitel 5.3.1. (S. 164 ff.) besprochen.

5.3. Ergebnisse

Neben der klinischen Anwendbarkeit war insbesondere die Variabilität und Wiederholbarkeit der Messergebnisse beider Geräte von Interesse. Sie werden durch die intraindividuellen Standardabweichungen (SD) und Variationskoeffizienten (CV) charakterisiert. Weiterhin wurde die Vergleichbarkeit der Messwerte von Doppler-Flussmesser und HDO Monitor untersucht. Da invasive Vergleichsmessungen fehlen, kann keine Aussage zur Genauigkeit der Messwerte getroffen werden, die heterogene Zusammensetzung der Stichprobe erlaubt keine Bestimmung von Referenzbereichen.

5.3.1. Variabilität, Messfehler und Wiederholbarkeit

Variabilität der Messwerte

Es ist bekannt, dass sich BD und HF innerhalb von Sekunden ändern können. Daher muss die Variabilität zwischen zwei Messwerten eines Tieres nicht gerätebedingt sein, sondern kann auf Innersubjekt-Variabilität zurückzuführen sein (HÖGLUND *et al.*, 2012). Selbst bei weitgehender Minimierung aller äußeren Reize beobachten NISHIMURA *et al.* (1981) noch deutliche Blutdruckschwankungen ($R_{MAP} = 70$ mmHg). In der vorliegenden Studie wies der SYS_H im Mittel in beiden Runden die größte Variabilität der Blutdruckparameter auf (s. Tabelle 4-54, S. 122). Die SD der Doppler-Messungen umfasste mit

36,1 mmHg ($\bar{x}_{SD} = 6,7$ mmHg) eine größere Spannweite als die SD_{SYS} des HDO Monitors (15,6 mmHg). Die mittleren SDs des HDO Monitors waren rundenübergreifend in Gruppe 2 und Gruppe 1 geringfügig höher als die des Dopplers. Der Unterschied war für Gruppe 1 nicht statistisch signifikant. In Gruppe 2 ist die Differenz vermutlich auf den größeren Stichprobenumfang ($n = 59$ statt 36) zurückzuführen.

Die Spannweite der SD_{Puls} umfasste in Gruppe 2 einen deutlich größeren Bereich als in Gruppe 1. Grund dafür war die hohe SD_{Puls} einer Guatemala-Amazone (*A. f. guatemalae*, ID 32). Ohne deren Messwerte ($Puls_{MIN} = 137$ S/min, $Puls_{MAX} = 564$ S/min) hätte die maximale Spannweite über beide Runden 65,5 S/min anstatt 200,7 S/min betragen. In dieser Messreihe wiesen die Druckkurven der niedrigeren Pulsfrequenzen ausgeprägte Varianzen des Schlagvolumens auf, während dies bei höheren Pulsfrequenzen weniger deutlich war. Es ist möglich, dass die kleineren Amplituden nicht als Pulsschläge gewertet wurden. Vermutlich resultierte daraus ebenfalls die große Varianz der Doppler-Messwerte dieses Vogels ($R_{SYS} = 74$ mmHg). Das Signal war sehr leise und von Nebengeräuschen umgeben, sodass die höchste Lautstärkeregelung verwendet werden musste.

Deutlich größere intraindividuelle Messwertschwankungen errechnen JOHNSTON *et al.* (2011). Die mittlere Variabilität beträgt 32 mmHg ($R = 110$ mmHg). Die Autoren bestätigen die Fähigkeit des Dopplers, Trends im Blutdruckverhalten während des Monitorings zu erkennen. Ein Vergleich mit direkt gemessenen Blutdruckwerten findet nicht statt. Demgegenüber unterscheiden sich die intraindividuellen Messwerte von 16 Blaukronenamazonen (*A. ventralis*) nicht signifikant (ACIERNO *et al.*, 2008). Die Ergebnisse des Doppler-Flussmessers weichen deutlich von denen der direkten Messung ab, zeigen aber, im Gegensatz zur Studie von (ZEHNDER *et al.*, 2009) keine konstante Unter- oder Überschätzung. LICHTENBERGER *et al.* (2007b) sind wiederum der Ansicht, dass die Werte des Dopplers bei Vögeln besser mit denen direkter Methoden korrelieren als bei Säugetieren. Sie vermuten, dass aufgrund des geringeren Unterhautgewebes ein besserer Kontakt zwischen der Sonde und der Arterie besteht. In ihrer Evaluation des HDO Monitors bei Hunden durch MEYER *et al.* (2010) variieren die Messwerte aller Blutdruckparameter stärker ($\bar{x}_{SD \text{ MAP}} = 7,0 \pm 2,7$ mmHg) als die Ergebnisse der direkten Messung ($\bar{x}_{SD} = 3,4 \pm 1,9$ mmHg).

Wie zuvor von JOHNSTON *et al.* (2011) beschrieben, hatten auch in der vorliegenden Studie individuelle Blutdruckschwankungen den größten Anteil an der Variabilität der Messwerte. Ausgedrückt durch das Bestimmtheitsmaß R^2 , waren sie bei den doppler-sonographischen Messungen für 88,1 % bis 90,9 % und bei den oszillometrischen Messungen für 93,3 % bis 98,8 % der Variabilität verantwortlich. Während der Messvorgang beim Doppler-Flussmesser 11,9 % bzw. 9,1 % der Schwankungen der Werte hervorrief, war dessen Anteil beim HDO Monitor mit Werten zwischen 3,7 % und 7,0 % für die Blutdruckparameter, bzw. 1,2 % bis 8,4 % für die Pulsfrequenz vergleichsweise klein. Als Ursachen für die weite Streuung der SDs des Dopplers kommen zunächst individuelle Blutdruckschwankungen oder die Speziesdiversität der Stichprobe in Frage, wobei diese das Ergebnis des HDO Monitors ebenfalls hätten beeinflussen müssen. In Verbindung mit der größeren Fehlervarianz der Doppler-Messwerte pro Runde wird eher davon ausgegangen, dass Ungenauigkeiten des Messvorgangs verantwortlich waren. Die größte Streuung der SD für den SYS_H in Verbindung mit dem niedrigsten R^2 deutet darauf hin, dass die Variabilität dieser Werte geringfügig stärker geräte- bzw. untersucherbedingt war. Im Vergleich zu den Blutdruckparametern scheint bei der Pulsfrequenz ein geringerer Anteil der Variabilität auf den Messfehler als auf die Unterschiede zwischen den Pulsfrequenzen der einzelnen Papageien zu entfallen ($V_f = 5,9$ %, bzw. 10,2 % in Gruppe 1, bzw. 2). Dies deckt sich mit Beobachtungen von BODEY *et al.* (1997), welche eine erhöhte Variabilität der Herzfrequenz gegenüber den anderen Parametern bei Hunden beschreiben. Sie raten davon ab, ein Messergebnis aufgrund der HF zu verwerfen.

Da sowohl der HDO Monitor als auch das Sphygmomanometer kalibriert waren, sollte der systematische Messfehler vernachlässigbar sein. Er kann jedoch, da keine direkte BD-Messung stattfand und die tatsächlichen Blutdruckwerte unbekannt sind, nicht näher bestimmt werden. Das Wissen um den „Mindestabstand“ der Ergebnisse eines Messgerätes kann hier helfen abzuwägen, welche Messwertdifferenzen eines Vogels mit hoher Wahrscheinlichkeit gerätebedingt sind. Den Berechnungen dieser Studie zufolge waren Differenzen zweier doppler-sonographischer Blutdruckwerte eines Vogels der Gruppe 1 von mehr als 26,6 mmHg durch das Messgerät bedingt. Beim HDO Monitor lag dieser Mindestabstand in der gleichen Gruppe je nach Parameter und Runde zwischen

12,5 mmHg (MAP) und 16,6 mmHg (SYS), bzw. 45,7 S/min und 114,2 S/min (Puls). Obwohl fehlende Referenzwerte die Interpretation großer Schwankungen zwischen den Messwerten eines Vogels erschweren (JOHNSTON *et al.*, 2011), stellt der hier berechnete Mindestabstand einen wichtigen Anhaltspunkt dar. Generell werden Schwankungen des Blutdrucks zwischen 10 und 15 mmHg als physiologisch angesehen (EGNER, 2007). Die Anzahl der Messwiederholungen sollte von drei auf 5, bzw. 7 erhöht werden, wenn die Einzelwerte einer Messreihe stärker variieren. Liegen die Differenzen jedoch über den hier ermittelten Mindestabständen, sollten die Messgeräte überprüft und gegebenenfalls kalibriert oder ausgetauscht werden.

Wiederholbarkeit der Messwerte

Die für die Gruppen 1, 2 und 3 berechneten CVs bestätigten, was die niedrigen mittleren SDs schon angedeutet haben. Die intraindividuellen Messergebnisse der Geräte waren gut wiederholbar. Die mittleren CVs aller Parameter beider Messgeräte, außer CV_{Puls} und CV_{SYS D} in Runde 1 der Gruppe 3, waren kleiner als 10,0 %. Der SYS des HDO Monitors in Runde 2 der Gruppe 1 wies die beste Wiederholbarkeit auf (CV = 4,4 %). Die CVs für den SYS beider Geräte unterschieden sich signifikant. Zwischen den CVs des HDO Monitors der verschiedenen Stichproben wurden nur geringfügige Differenzen festgestellt, insgesamt wiesen die Messwerte der Gruppe 1 die beste Wiederholbarkeit auf (s. Tabelle 4-61, S. 127). Rundenübergreifend war die Wiederholbarkeit aller Parameter beider Messgeräte in Gruppe 1 geringfügig besser. Dies wird als weiteres Indiz gewertet mindestens drei Wiederholungsmessungen durchzuführen.

JOHNSTON *et al.* (2011) berichten von der schlechten Genauigkeit der Doppler-Blutdruckwerte zwischen den Runden und ZEHNDER *et al.* (2009) beobachten starke intraindividuelle Differenzen. Demgegenüber stellt ACIERNO *et al.* (2008) keine signifikanten Messwertschwankungen innerhalb einer Messreihe fest. Die Ergebnisse dieser Autoren stützen sich größtenteils auf andere statistische Analysen und beziehen sich auf andere oszillometrische Messgeräte. Daher muss zur Beurteilung der Wiederholbarkeit anhand der CVs auf Methodenevaluationen aus der Kleintiermedizin zurückgegriffen werden. So ermitteln WERNICK *et al.* (2012) ebenfalls Differenzen für die CVs der getesteten Geräte, allerdings weisen die Werte des Dopplers die geringsten Variationen (CV = 6,24 %) und den kleineren Messfehler auf, während der Gesamt-CV für SYS des HDOs bei 18,2 %

liegt. CHETBOUL *et al.* (2010) erhalten für doppler-sonographische und oszillometrische Geräte einen CV von mehr als 10,0 % für DIA, der CV für SYS und MAP ist stets kleiner als 15,0 %. Zu ähnlichen Ergebnissen kommen MITCHELL *et al.* (2010). Der HDO Monitor weist eine gute Korrelation mit der direkten Messung für den Blutdruck aber eine noch stärkere Korrelation für die HF auf. SCHMELTING *et al.* (2009) berichten von CVs zwischen 10,8 % (DIA) und 2,4 % (Pulsfrequenz) bei der Blutdruckmessung von Makaken mittels eines HDO Monitors. Dies stellt ihren Aussagen zufolge eine entscheidende Verbesserung der Wiederholbarkeit gegenüber dem in einer früheren Studie evaluierten Cardell Monitor (Model 9401, Sharn Veterinary Inc.) dar (intraindividueller CV = $14,0 \pm 8,7$ %).

Die deutlich höheren Variationskoeffizienten des Doppler-Flussmessers spiegeln die schlechtere Wiederholbarkeit der Ergebnisse für den SYS dieses Messgerätes wieder. Im Gegensatz dazu zeigen die Daten, dass der HDO Monitor wiederholbare Blutdruckmessungen mit vergleichsweise geringen intraindividuellen Varianzen erlaubt. Lediglich die Messungen des DIA scheinen weniger gut reproduzierbar. Möglicherweise ist dies auf die hin und wieder beobachteten Probleme bei der Entfaltung der Manschette zurückzuführen. Diese passte sich aufgrund des etwas steiferen Materials mitunter nicht so gut an Tibiotarsi geringeren Umfangs an wie die Doppler-Manschette.

Im Vergleich mit bisher veröffentlichten Daten sind die hier erhaltenen Werte für die Wiederholbarkeit der HDO-Messungen mehr als zufriedenstellend. Eine weitere Verbesserung der Ergebnisse durch Untersuchungen an einer größeren Probandengruppe mit geringerer Speziesdiversität ist wahrscheinlich. Die teilweise differierenden Ergebnisse der hier vergleichend betrachteten Evaluierungsstudien lassen sich größtenteils durch die unterschiedlichen Versuchsbedingungen (Tierart, Zusammensetzung des Patientenguts, verwendete Messgeräte, Versuchsprotokoll, etc.) erklären. Auch wählen die verschiedenen Arbeitsgruppen oftmals unterschiedliche Beurteilungskriterien für die Evaluation der Geräte. Zu bedenken ist schließlich, dass die unterschiedlichen Ergebnisse am verwendeten Algorithmus liegen könnten, welche von den Herstellern der oszillometrischen Messgeräte nicht freigegeben werden (BRAAM *et al.*, 2005).

Manschettenwechsel

Innerhalb einer Messreihe wurde die Manschette nach Erhalt der ersten drei bis fünf Messwerte abgenommen und erneut angelegt, um zu prüfen, ob dies die Ergebnisse beeinflusst. Es ließen sich keine statistisch signifikanten Auswirkungen auf die Streuung der Werte feststellen. Das Bestimmtheitsmaß war bei den rundenübergreifenden Berechnungen geringfügig kleiner, die Wiederholbarkeit der Messwerte zwischen den Runden unterschied sich jedoch nur für die Pulsfrequenzen und den MAP (nur Gruppe 2, $p = 0,046$) signifikant. Die geringen mittleren Abweichungen der Messwerte zwischen den Runden unterstreichen dieses Ergebnis. Die Bias betrugen 4,5 mmHg (SYS_D), 0,2 mmHg (SYS_{HDO}, Gruppe 1) und -0,6 mmHg (SYS_{HDO}, Gruppe 2). Der Manschettenwechsel war demnach nur von untergeordneter Bedeutung. Dies deckt sich nicht mit den Ergebnissen von JOHNSTON *et al.* (2011), deren Manschettenwechsel den zweitstärksten Einfluss auf die Varianz der Messwerte ausübt.

5.3.2. Methodenvergleich

In dieser Studie ergab der Methodenvergleich nach Bland-Altman eine mittlere Abweichung (Bias) von - 17,4 mmHg der Mittelwerte für den SYS beider Geräte (LOA: - 48,5 mmHg bis 13,6 mmHg). Der Doppler erzielte durchschnittlich niedrigere Messergebnisse. Beim Vergleich der simultan durchgeführten Einzelmessungen verkleinerte sich der Bias geringfügig (- 15,2 mmHg, LOA: - 57,9 mmHg bis 27,6 mmHg). Die Ergebnisse einzelner Arbeitsgruppen, die Blutdruckwerte des Doppler-Flussmessers entsprächen eher dem MAP als dem SYS (CAULKETT *et al.* (1998), ZEHNDER *et al.* (2009)), wurden nicht bestätigt. Der SYS des Dopplers überschätzte den MAP des HDO Monitors im Mittel um 18,6 mmHg (LOA: - 19,9 mmHg bis 57,1 mmHg). Eine Abhängigkeit des Bias von der Höhe des Blutdrucks ließ sich weder bei Betrachtung des inter-rater- noch des intra-rater agreements erkennen.

Die Regressionsanalyse ergab für den Vergleich der Mittelwerte des SYS beider Methoden einen systematischen Fehler von 31,79 Punkten ohne signifikante proportionale Differenzen. Dies bestätigte das Ergebnis des Methodenvergleichs hinsichtlich eines vom jeweiligen Blutdruck unabhängigen, konstanten Bias. Die Abweichungen der Messwerte beider Geräte lagen dabei mit 95 % - iger Wahrscheinlichkeit zwischen 3,4 und 52,3 mmHg. Für die Wertepaare der

simultanen Einzelmessungen wurde weder ein systematischer noch ein proportionaler Unterschied nachgewiesen. Dies unterstützt die Forderung nach einer möglichst zeitgleichen Durchführung vergleichender Messungen. Außerdem sollten Wiederholungsmessungen erfolgen, da diese die Streuung und den Standardfehler reduzieren, wie die vorliegende Analyse zeigte.

Keine der zum Vergleich herangezogenen Studien zur Blutdruckmessung bei Vögeln verwendet den HDO Monitor, die Zusammensetzung der Stichproben und Art der Versuchsdurchführung aller Arbeiten sind sehr heterogen. Verglichen werden doppler-sonographisch und direkt gemessene Werte (ACIERNO *et al.*, 2008) sowie doppler-sonographische, oszillometrische und direkte Werte (ZEHNDER *et al.*, 2009). Die erste Arbeitsgruppe beobachtet große Abweichungen zwischen den Ergebnissen der direkten und indirekten Messungen, wobei der Bias am Flügel 24 mmHg (LOA: - 37 mmHg bis 85 mmHg) und am Ständer 14 mmHg (LOA: - 14 mmHg bis 42 mmHg) beträgt. Die Ergebnisse des Doppler-Flussmessers bei ZEHNDER *et al.* (2009) liegen indessen näher am MAP der direkten Methode als am SYS (Bias: 2 mmHg, LOA: - 9 bis 13 mmHg). Die Messwerte weisen starke intra- und interindividuelle Schwankungen auf. Beide Studien erhalten keine validen Ergebnisse mit dem oszillometrischen Messgerät. Während ZEHNDER *et al.* (2009) vermuten, die hohe Fehlerrate liege an den höheren Pulsfrequenzen sowie dem hohen SYS der Rotschwanzbussarde, welcher z.T. dem maximal messbaren Bereich des Monitors (265 mmHg) übersteigt, äußern sich ACIERNO *et al.* (2008) diesbezüglich nicht. Sie begründen die schlechte Übereinstimmung der direkt und indirekt gemessenen Werte mit der fehlenden Sensitivität des Dopplers.

ACIERNO *et al.* (2010) vergleicht die Messwerte dreier indirekter oszillometrischer Blutdruckmeßgeräte: dem PetMap, den Cardell Max-1 und den Vet HDO mit invasiv gemessenen Werten bei 21 Katzen. Die kleinste mittlere Abweichung für SYS von der direkten Messung zeigt der Vet HDO (Bias: - 10,3 mmHg, LOA: - 52,9 bis 32,2 mmHg), den größten der Petmap (Bias: - 14,9 mmHg, LOA: - 52,2 bis 22,4 mmHg). Aufgrund dieser Differenzen halten die Autoren alle drei getesteten Monitore zur BD-Messung bei Katzen für ungeeignet. Der Vet HDO hatte die Tendenz niedrige BD zu über- und hohe diastolische und mittlere Blutdrucke zu unterschätzen. JEPSON *et al.* (2005) untersuchen die Ergebnisse eines Doppler-Flussmessers und eines konventionellen

oszillometrischen Messgerätes (Memoprint, S + B medVET GmbH, Babenhausen, Deutschland) bei 18 Katzen. Die Werte für den mittleren SYS beider Geräte unterscheiden sich nicht signifikant. Allerdings ist die SD für SYS und DIA des Memoprint deutlich größer als die des Dopplers.

Der Bias zwischen Doppler-Flussmesser und HDO Monitor bei 50 anästhesierten Katzen liegt in der Studie von PETRIČ *et al.* (2010) hingegen deutlich unter denen der zuvor genannten Studien und weist vergleichsweise wenig Streuung auf. Die mittlere Abweichung für den normotensiven Bereich beträgt nur 0,62 mmHg (LOA: - 12,98 bis 14,22 mmHg). Im hypertensiven BD-Bereich unterschätzt der HDO Monitor die Doppler-Ergebnisse während er im hypotensiven zu hohe Werte misst. Die Regressionsanalyse nach Passing-Bablok ergibt systematische und proportionale Abweichungen für den SYS beider Geräte. Die Allgemeinanästhesie schließt äußere Einflüsse auf die Messung (z.B. durch Bewegung) weitestgehend aus. Der im Gegensatz zur vorliegenden Untersuchung vergleichsweise niedrige Bias des Methodenvergleichs lässt sich vermutlich durch die größeren Gefäße der Katzen erklären, welche für eine bessere Detektion des Doppler-Shift-Signals und somit gute Wiederholbarkeit der Messwerte verantwortlich sind.

In der Studie von CHETBOUL *et al.* (2010) unterschätzt der Doppler-Flussmesser den SYS im Vergleich zum HDO (Bias: - 5,8 mmHg, LOA: - 34,2 bis 22,4 mmHg) während der DIA überschätzt wird und eine höhere Streuung aufweist. Nach Meinung der Autoren kann der SYS mit beiden Geräten zuverlässig gemessen werden, wohingegen die Bestimmung des DIA mit dem Doppler-Flussmesser mehr Übung benötigt. Im Gegensatz zum Doppler setzt die Anwendung des HDO Monitors nur minimales Training voraus. Auch die Bland-Altman-Analyse von WERNICK *et al.* (2012) zeigt, dass der mittels Doppler gemessene SYS den des HDO Monitors unterschätzt (Bias: - 4,2 mmHg, LOA: - 59,6 mmHg bis + 51,2 mmHg). Trotz des kleinen Bias ist die Streuung doch sehr groß wie die LOAs zeigen. Sie liegen deutlich über denen des in der vorliegenden Arbeit durchgeführten Methodenvergleichs.

Der Vergleich der HDO-Werte mit Telemetrie durch MEYER *et al.* (2010) bei Hunden ergab eine positive mittlere Abweichung aller Parameter über alle Druckbereiche (Bias (SYS): 10,4 mmHg; Bias (DIA): 5,7 mmHg; Bias (MAP): 1,9 mmHg). In einer neueren Studie von MARTEL *et al.* (2013) bei Katzen

weichen die gemessenen Werte für SYS nur minimal (Bias: $-2,2 \pm 1,1$ mmHg) von den mittels Telemetrie gemessenen Ergebnissen ab. In hypotensiven Bereichen tendierte der HDO dazu, den Blutdruck geringfügig zu überschätzen (Bias: $-10,8 \pm 11,3$ mmHg). Die Werte für DIA beider Methoden korrelieren weniger gut miteinander, der HDO unterschätzt die invasiv gemessenen Werte (Bias: $22,3 \pm 1,6$ mmHg).

Dass sich die Ergebnisse bisheriger Studien hinsichtlich Bias, LOA oder CV von den hier vorgestellten unterscheiden, könnte an den überwiegend kleinen Stichprobenumfängen liegen. Differenzen zwischen den Ergebnissen beider Geräte sind generell zu erwarten und in der unterschiedlichen Messtechnik begründet (BODEY *et al.*, 1996b). So misst der HDO Monitor Arterienwandschwingungen und wertet mehrere Pulswellen aus, während mit dem Doppler der wieder einsetzende Blutfluss im Gefäß erfasst wird. Daher kann trotz zeitgleicher Messung eine Differenz zwischen den Messwerten bestehen (LANE *et al.*, 2002) und Vergleichsstudien zwischen indirekten Messmethoden müssen vorsichtig interpretiert werden. Sind die Abweichungen der Messwerte zweier Methoden zu groß, kann es keinen sinnvollen Vergleich der Methoden geben (WERNICK *et al.*, 2012). Wie die schlechteren Ergebnisse für die Wiederholbarkeit der Doppler-Messungen schon angedeutet hatten, stimmten die Messwerte beider Geräte nur schlecht überein. Für sich gesehen wäre eine Abweichung von 17,4 mmHg zwischen den Geräten unter Umständen für den klinischen Gebrauch noch akzeptabel, insbesondere da es sich um eine systematische Abweichung der Werte handelt. Die weit gefassten LOAs beschreiben jedoch die z. T. großen Abweichungen der Einzelwerte (Differenzen bis zu 62,1 mmHg möglich) und unterstreichen die Unterschiede zwischen den Messgeräten. Sie lassen darauf schließen, dass der Doppler-Flussmesser und der HDO Monitor nicht austauschbar verwendet werden sollten.

Für die Blutdruckmessung bei anästhesierten Papageien ist der HDO Monitor den Daten dieser Studie zufolge dem Doppler-Flussmesser vorzuziehen. Die umständliche Handhabung, Subjektivität der Signalerfassung und schlechtere Wiederholbarkeit der Einzelwerte lassen die doppler-sonographische Methode als wenig geeignet erscheinen. Die einfache Anwendung, zuverlässige Messung auch kleiner Papageien und Möglichkeit der visuellen Beurteilung der Hämodynamik stellen eindeutige Vorteile des HDO Monitors dar. Sie erlauben den vielfältigen

Einsatz des Gerätes im Rahmen der Narkoseüberwachung, der klinischen Untersuchung und der Kontrolle von Therapieerfolgen. Weiterführende Studien mit größerem Stichprobenumfang und homogenerer Zusammensetzung sollten vorangetrieben und das Gerät im Vergleich zur invasiven Blutdruckmessung für die Blutdruckmessung bei Papageien validiert werden.

6. ZUSAMMENFASSUNG

Im Rahmen der vorliegenden Studie erfolgte die klinische Evaluation von zwei Blutdruckmessgeräten (Doppler Ultrasonic Flow Detector, Fa. Parks Medical Electronics Inc., Aloha, Oregon, USA und Vet HDO Monitor Memodiagnostic Pro, Fa. S + B medVET GmbH, Babenhausen, Deutschland) zur nichtinvasiven Blutdruckmessung bei Papageienvögeln. Der Vergleich beider Geräte hinsichtlich ihrer Anwendbarkeit und der Wiederholbarkeit der ermittelten Messwerte erfolgte an einer heterogenen Probandengruppe von 90 anästhesierten Papageien (49 Spezies aus 27 Gattungen, KG zwischen 60 und 1000 g, Alter zwei Monate bis 27 Jahre).

Die Manschetten wurden jeweils an den Tibiotarsi der Vögel angebracht und der Blutdruck mit beiden Geräten gleichzeitig gemessen. Zur Überprüfung der Reproduzierbarkeit umfasste jede Messreihe eines Vogels zwei Runden mit je fünf Messwiederholungen. Vor Beginn der zweiten Runde wurden die Manschetten gelöst und umgehend erneut angelegt.

Mithilfe des Doppler-Flussmessers wurde der systolische arterielle Blutdruck (SYS) gemessen, der HDO Monitor bestimmte zusätzlich den mittleren (MAP) und diastolischen Blutdruck (DIA) sowie die Pulsfrequenz (Puls).

Die Bedienung beider Geräte war einfach zu erlernen, jedoch benötigte die Signalerfassung mit der Doppler-Sonde und das Anlegen der Manschetten Übung. Dies spiegelte sich in fehlerhaften Einzelmessungen wieder, welche überwiegend eine mangelhafte Qualität des Doppler-Shift-Signals, bzw. schlechte Aufzeichnungsqualität der Pulswelle durch den HDO Monitor aufwiesen. Im Ergebnis korrelierte die Qualität der Messungen signifikant mit dem Körpergewicht der Probanden sowie dem Zeitpunkt der Untersuchung. Letzteres galt ebenso für die Handhabung beider Geräte. Die Messungen des HDO Monitors benötigten weniger Zeit als die des Doppler-Flussmessers ($n_{\text{Wdh}} = 6$: $\bar{x}_{\text{HDO}} = 6,3 \text{ min}$; $\bar{x}_{\text{D}} = 8,5 \text{ min}$).

Die mittleren intraindividuellen Standardabweichungen der Blutdruckparameter und der Pulsfrequenz waren kleiner als 10,0 mmHg, bzw. 29 S/min. Der SYS des HDO Monitors wies die beste Wiederholbarkeit auf ($CV_{\text{SYS HDO}} = 4,7 \%$; $CV_{\text{SYS D}} = 8,4 \%$). Der Methodenvergleich nach Bland-Altman ergab einen Bias von - 17,4 mmHg zwischen den Mittelwerten beider Geräte, wobei der Doppler-Flussmesser

durchschnittlich niedrigere Messwerte anzeigte als der HDO Monitor. Die Regressionsanalyse bestätigte die systematische Abweichung der Mittelwerte für den SYS beider Geräte. Die Streuung und Wiederholbarkeit der Messwerte einer Messreihe blieben vom Manschettenwechsel unbeeinflusst. Das Geschlecht der Vögel hatte keinen Einfluss auf die Messwerte, während alle Blutdruckparameter positiv, die Pulsfrequenz negativ mit dem Körpergewicht korrelierten.

Aufgrund der vorliegenden Ergebnisse wird die Verwendung des Doppler-Flussmessers bei Papageienvögeln kritisch gesehen. Vor allem in den Händen wenig geübter Anwender ist diese Methode zeitaufwendig und anfällig für benutzerabhängige Fehler. Hinzu kommt die schlechtere Wiederholbarkeit der doppler-sonographischen Messwerte.

Demgegenüber erscheint der Einsatz des HDO Monitors zur Blutdruckmessung bei Papageien vielversprechend. Der automatisierte Messvorgang des Gerätes erlaubt zügige, gut wiederholbare Messungen aller Blutdruckparameter. Die grafische Darstellung der Pulswellen gewährleistet dabei eine genaue Überwachung des Blutdrucks und der Gewebepерfusion.

Vor routinemäßigem Einsatz der evaluierten Blutdruckmessgeräte sind jedoch weitere Untersuchungen notwendig. Diese sollten an nicht anästhesierten Papageien durchgeführt werden und invasive Vergleichsmessungen einschließen, um die Genauigkeit der Messwerte des HDO Monitors beurteilen und Referenzwerte erstellen zu können.

7. SUMMARY

The present study comprised the clinical evaluation of two devices for the non-invasive measurement of blood pressure in parrots: a Doppler Ultrasonic Flow Detector, (Parks Medical Electronics Inc., Aloha, Oregon, USA) and a Vet HDO Monitor Memodiagnostic Pro (S + B medVET GmbH, Babenhausen, Germany). The comparison of the two devices with regard to their applicability and the repeatability of the determined measurement values was conducted on a heterogeneous group of subjects consisting of 90 anaesthetized parrots (49 species of 27 genera with a body weight between 60 and 1000 g and an age of two months to 27 years).

The cuffs were attached to the birds' tibiotarsi and the blood pressure was measured simultaneously with both devices. To establish reproducibility, a measurement set consisting of two sequences was conducted on each bird, whereby the measurements were repeated five times in each sequence. Prior to the start of the second sequence the cuffs were removed and immediately reattached.

The Doppler Ultrasonic Flow Detector was used to measure systolic blood pressure (SYS), the HDO monitor additionally determined mean (MAP) and diastolic blood pressure (DIA) as well as the pulse rate (Pulse).

In both cases it was easy to learn how to operate the devices; however the detection of signals with the Doppler probe and the attaching of the cuffs required practice. This became apparent in erroneous individual measurements, which mainly showed a deficiency in the quality of the Doppler shift signal or a poor recording quality of the pulse wave by the HDO monitor. The quality of the measurements depended significantly on the body weight of the parrots and the time of the examination. The latter also applied for the operability of both devices. The measurements made with the HDO monitor required less time than measurements with the Doppler Flow Detector ($n_{\text{Wdh}} = 6$: $\bar{x}_{\text{HDO}} = 6.3 \text{ min}$; $\bar{x}_{\text{D}} = 8.5 \text{ min}$).

The mean intra-individual standard deviations of the blood pressure parameters and the pulse rate amounted to less than 10.0 mmHg and 29.0 bpm respectively. The SYS determined with the HDO monitor featured the best repeatability ($CV_{\text{SYS HDO}} = 4.7 \%$; $CV_{\text{SYS D}} = 8.4 \%$). The comparison of methods in accordance with Bland-Altman showed a bias of -17.4 mmHg between the mean values of the two

devices, whereby the Doppler Flow Detector on average indicated lower measurement values than the HDO monitor. The regression analysis confirmed the systematic deviation of the average SYS values of both devices. The variance and repeatability of the measurement values within a measurement set remain unaffected by the cuff placement. The gender of the birds had no influence on the measurement values, whereas all blood pressure parameters correlated positively and the pulse rate correlated negatively with the body weight. Based on the available results the use of the Doppler Flow Detector on birds is rated as critical. In particular when carried out by less experienced users this method is time consuming and prone to user-dependent errors. An additional factor is the poorer repeatability of the Doppler ultrasound measurement values.

In comparison the use of the HDO monitor for measuring blood pressure in parrots appears promising. The automated measurement procedure of the device enables quick, well repeatable measurements of all blood pressure parameters. The graphical representation of the pulse waves ensures accurate monitoring of blood pressure and tissue perfusion.

Further investigations are necessary, before the evaluated blood pressure monitors are routinely used. The investigations should be conducted on non-anaesthetized parrots and include comparative invasive measurements to be able to assess the accuracy of the HDO monitor measurement values and establish reference values.

8. RESUMEN

En el marco del presente estudio se evaluaron clínicamente dos esfigmomanómetros para medir de forma no invasiva la presión sanguínea de los papagayos: el Doppler Ultrasonic Flow Detector (de la empresa Parks Medical Electronics Inc., Aloha, Oregón, EE.UU.) y el Vet HDO Monitor Memodiagnostic Pro (de la empresa S + B medVET GmbH, Babenhausen, Alemania). La comparación de ambos esfigmomanómetros con respecto a su aplicabilidad y la repetitividad de los valores obtenidos se efectuó con un grupo heterogéneo de 90 papagayos anestesiados (49 especies de 27 géneros con un peso corporal de entre 60 y 1000 g, y una edad de entre dos meses y 27 años).

Para ello, se colocaron los brazaletes en los tibiotarsos de las aves y se midió su presión sanguínea con los dos esfigmomanómetros analizados. Para realizar el análisis de reproducibilidad se efectuó en cada ave una serie de medición compuesta por dos rondas de cinco repeticiones cada una. Antes de iniciar la segunda ronda, se soltaban los brazaletes y se volvían a colocar.

Con el esfigmomanómetro Doppler se medía la presión arterial sistólica (PAS), mientras que el esfigmomanómetro HDO se utilizaba para calcular la presión arterial media (PAM), la presión arterial diastólica (PAD) y la frecuencia del pulso (pulso).

Resultó fácil aprender a manejar los dos esfigmomanómetros, aunque se requirió algo de práctica para aprender a registrar la señal de la sonda del esfigmomanómetro Doppler y a colocar los brazaletes. Esto se puso, sobre todo, de manifiesto por la inexactitud de varias mediciones que arrojaron una calidad deficiente de la señal del esfigmomanómetro Doppler y una mala calidad en el registro de la onda del pulso por parte del esfigmomanómetro HDO. Asimismo, se observó cómo la calidad de las mediciones variaba dependiendo del peso corporal de los papagayos y del momento en el que se efectuaba la medición. Esto último también se constató en el manejo de los dos esfigmomanómetros. Las mediciones del esfigmomanómetro HDO se efectuaban en menos tiempo que las del esfigmomanómetro Doppler ($n_{wdh} = 6$; $\bar{X}_{HDO} = 6,3 \text{ min}$; $\bar{X}_D = 8,5 \text{ min}$).

Las variaciones estándar intraindividuales de los parámetros de medición de la presión sanguínea y la frecuencia de pulso no superaron los 10,0 mmHg (respectivamente 29,0 ppm), si bien la medición de la presión arterial sistólica del

esfigmomanómetro HDO arrojó una mejor repetitividad ($CV_{SYS\ HDO} = 4,7\ %$; $CV_{SYS\ D} = 8,4\ %$). La comparación efectuada según el método Bland-Altman arrojó un sesgo de $-17,4\ mmHg$ entre los valores medios de ambos tensiómetros, si bien el esfigmomanómetro Doppler registró de media unos valores de medición menores que los registrados por el esfigmomanómetro HDO. El análisis de regresión confirmó la variación sistemática de los valores medios de medición PAS por parte de ambos tensiómetros. La dispersión y la repetitividad de los valores de una serie de medición no se vieron afectados por el cambio de los brazaletes. El género de las aves tampoco influyó en los valores de medición, aunque se constató una correlación con el peso corporal de las aves, positiva para los parámetros de presión sanguínea y negativa para la frecuencia de pulso.

Debido a los resultados del presente estudio, no se considera recomendable el uso del esfigmomanómetro Doppler para medir la presión sanguínea de los papagayos, ya que se ha constatado que en manos de usuarios poco experimentados requiere mucho tiempo de medición y es propenso a que se produzcan fallos derivados de su manejo por parte de los usuarios. Asimismo, cabe destacar la mala repetitividad de los valores de medición de este esfigmomanómetro.

En cambio, el esfigmomanómetro HDO sí se considera recomendable para medir la presión sanguínea de los papagayos, ya que su proceso automático de medición permite realizar mediciones rápidas y con buena repetitividad de todos los parámetros de la presión sanguínea. Asimismo, la presentación gráfica de las ondas de frecuencia del pulso garantiza un control preciso de la presión arterial y de la perfusión tisular de estas aves.

No obstante, antes de comenzar a utilizar habitualmente cualquiera de los esfigmomanómetros evaluados, deberían realizarse otros estudios con papagayos no anestesiados que incluyeran mediciones comparativas de métodos invasivos con el fin de poder determinar valores de referencia y poder evaluar así la precisión de los valores del esfigmomanómetro HDO.

9. LITERATURVERZEICHNIS

ABOU-MADI, N. (2001). Avian Anesthesia. The Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice, 4(1), 147-167.

ACIERNO, M. J., DA CUNHA, A., SMITH, J., TULLY, T. N., GUZMAN, D. S., SERRA, V. & MITCHELL, M. A. (2008). Agreement between direct and indirect blood pressure measurements obtained from anesthetized Hispaniolan Amazon parrots. Journal of the American Veterinary Medical Association, 233(10), 1587-1590.

ACIERNO, M. J., SEATON, D., MITCHELL, M. A. & DA CUNHA, A. (2010). Agreement between directly measured blood pressure and pressures obtained with three veterinary-specific oscillometric units in cats. Journal of the American Veterinary Medical Association, 237(4), 402-406.

AGUILAR, R. F., SMITH, V. E., OGBURN, P. & REDIG, P. T. (1995). Arrhythmias Associated with Isoflurane Anesthesia in Bald Eagles (*Haliaeetus leucocephalus*). Journal of Zoo and Wildlife Medicine, 26(4), 508-516.

ALLMACHER, S. (1996). Blutdruckmessung beim Rind in Gegenüberstellung zu Pferd, Schwein, Hund und Katze: eine Literaturstudie. Dissertation, Freie Universität Berlin.

ALTMAN, D. G. & BLAND, J. M. (1983). Measurement in Medicine: The Analysis of Method Comparison Studies. Journal of the Royal Statistical Society. Series D (The Statistician), 32(3), 307-317.

ANDERMANN, P. (2007). Evaluierung der Intra- und Interobserver-Variabilität bei der 2D-Ultraschall-Schilddrüsenvolumetrie an einem Schilddrüsenphantom: Vergleich zu 3D-Ultraschall-Referenzmessungen an gesunden Probanden. Dissertation, Bayerische Julius-Maximilians-Universität zu Würzburg.

BAEYENS, D. A. & CORNETT, L. E. (2006). The cloned avian neurohypophysial hormone receptors. *Comparative Biochemistry and Physiology Part B: Biochemistry and Molecular Biology*, 143(1), 12-19.

BAILEY, J. E. & PABLO, L. S. (1998). Anesthetic monitoring and monitoring equipment: Application in small exotic pet practice. *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine*, 7(1), 53-60.

BAKX, C., OERLEMANS, G., VAN DEN HOOGEN, H., VAN WEEL, C. & THIEN, T. (1997). The influence of cuff size on blood pressure measurement. *Journal of Human Hypertension*, 11(7), 439-445.

BAUMGARTNER, C., ERHARDT, W., FALTERMEIER, C., REINERT, J., HENKE, J., EGNER, B. & HAAS, I. (2009). Evaluation of HDO (High Definition Oscillometry) – A New NIBP Technique – In Comparison to Invasive Measurement (HSE – Hydro Sachs Electronics) in Anesthetised Dogs. Paper presented at the ACVIM Forum & Canadian Veterinary Medical Association Convention, Montréal, Québec.

BEAUFRÈRE, H. (2013). Characterization, Prevalence, and Risk Factors of Spontaneous and Experimental Atherosclerosis and Vascular Imaging in Psittaciformes. Doctor of Philosophy (Ph.D.)Dissertation, Louisiana State University.

BEAUFRÈRE, H., AMMERSBACH, M., REAVILL, D. R., GARNER, M., HEATLEY, J., WAKAMATSU, N., NEVAREZ, J. G. & TULLY, T. N. (2013). Prevalence and Risk Factors in Psittacine Atherosclerosis: A Multicenter Case-Control Study. Paper presented at the 1. Int. Conf. on Avian, Herpetological & Exotic Mammal Medicine, Wiesbaden.

BEAUFRÈRE, H., HOLDER, K. A., BAUER, R., SCHNELLBACHER, R., PARIAUT, R., TULLY, T. N., JR. & WAKAMATSU, N. (2011a). Intermittent claudication-like syndrome secondary to atherosclerosis in a yellow-naped Amazon parrot (*Amazona ochrocephala auropalliata*). *Journal of Avian Medicine and Surgery*, 25(4), 266-276.

- BEAUFRÈRE, H., NEVAREZ, J., GASCHEN, L., RYAN, K., SCHNELLBACHER, R. & TULLY, T. (2011b). Diagnosis of presumed acute ischemic stroke and associated seizure management in a Congo African grey parrot. *Journal of the American Veterinary Medical Association*, 239(1), 122-128.
- BELEW, A. M., BARLETT, T. & BROWN, S. A. (1999). Evaluation of the White-Coat Effect in Cats. *Journal of Veterinary Internal Medicine*, 13(2), 134-142.
- BENNETT, T. (1971). The adrenergic innervation of the pulmonary vasculature, the lung and the thoracic aorta, and on the presence of aortic bodies in the domestic fowl (*Gallus gallus domesticus* L.). *Zeitschrift für Zellforschung und Mikroskopische Anatomie*, 114(1), 117-134.
- BILIC-ZULLE, L. (2011). Comparison of methods: Passing and Bablok regression. *Biochemia Medica*, 21(1), 49-52.
- BINNS, S. H., SISSON, D. D., BUOSCIO, D. A. & SCHAEFFER, D. J. (1995). Doppler Ultrasonographic, Oscillometric Sphygmomanometric and Photoplethysmographic Techniques for Noninvasive Blood Pressure Measurement in Anesthetized Cats. *Journal of Veterinary Internal Medicine*, 9(6), 405-414.
- BLAND, J. M. & ALTMAN, D. G. (1986). Statistical methods for assessing agreement between two methods of clinical measurement. *Lancet*, 1(8476), 307-310.
- BLAND, J. M. & ALTMAN, D. G. (1996). Statistics notes: Measurement error. *BMJ: British Medical Journal*, 312(7047), 1654.
- BLAND, M. (2000). Clinical Measurement. In J. M. BLAND (Hrsg.), *An Introduction to Medical Statistics* (Vol. 3, pp. 268-293): Oxford University Press.
- BOAG, A. K. & HUGHES, D. (2005). Assessment and treatment of perfusion abnormalities in the emergency patient. *The Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice*, 35(2), 319-342.

BODEY, A. R. & MICHELL, A. R. (1996a). Epidemiological study of blood pressure in domestic dogs. *Journal of Small Animal Practice*, 37(3), 116-125.

BODEY, A. R. & MICHELL, A. R. (1997). Longitudinal studies of reproducibility and variability of indirect (oscillometric) blood pressure measurements in dogs: evidence for tracking. *Research in Veterinary Science*, 63(1), 15-21.

BODEY, A. R., MICHELL, A. R., BOVEE, K. C., BURANAKURL, C. & GARG, T. (1996b). Comparison of direct and indirect (oscillometric) measurements of arterial blood pressure in conscious dogs. *Research in Veterinary Science*, 61(1), 17-21.

BODEY, A. R. & RAMPLING, M. W. (1999). Comparison of haemorrheological parameters and blood pressure in various breeds of dog. *Journal of Small Animal Practice*, 40(1), 3-6.

BODEY, A. R. & SANSOM, J. (1998). Epidemiological study of blood pressure in domestic cats. *Journal of Small Animal Practice*, 39(12), 567-573.

BOWLES, H., LICHTENBERGER, M. & LENNOX, A. (2007). Emergency and Critical Care of Pet Birds. *The Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice*, 10(2), 345-394.

BRAAM, R. L. & THIEN, T. (2005). Is the accuracy of blood pressure measuring devices underestimated at increasing blood pressure levels? *Blood Pressure Monitoring*, 10(5), 283-289.

BRANSON, K. R., WAGNER-MANN, C. C. & MANN, F. A. (1997). Evaluation of an Oscillometric Blood Pressure Monitor on Anesthetized Cats and the Effect of Cuff Placement and Fur on Accuracy. *Veterinary Surgery*, 26(4), 347-353.

BRIGHT, J. M. & DENTINO, M. (2002). Indirect Arterial Blood Pressure Measurement in Nonsedated Irish Wolfhounds: Reference Values for the Breed. *Journal of the American Animal Hospital Association*, 38(6), 521-526.

BROADHURST, P., HUGHES, L. O. & RAFTERY, E. B. (1990). Non-invasive ambulatory blood pressure monitors: a cautionary note. *Journal of Hypertension*, 8(7), 595-597.

BROWN, S., ATKINS, C., BAGLEY, R., CARR, A., COWGILL, L., DAVIDSON, M., EGNER, B., ELLIOTT, J., HENIK, R., LABATO, M., LITTMAN, M., POLZIN, D., ROSS, L., SNYDER, P. & STEPIEN, R. (2007). Guidelines for the Identification, Evaluation, and Management of Systemic Hypertension in Dogs and Cats. *Journal of Veterinary Internal Medicine*, 21(3), 542-558.

BROWN, S. A., LANGFORD, K. & TARVER, S. (1997). Effects of certain vasoactive agents on the long-term pattern of blood pressure, heart rate, and motor activity in cats. *American Journal of Veterinary Research*, 58(6), 647-652.

BÜSSOW, H. (1973). Zur Wandstruktur der großen Arterien der Vögel. *Zeitschrift für Zellforschung und Mikroskopische Anatomie*, 142(2), 263-288.

CASARES, M., ENDERS, F. & MONTOYA, J. A. (2000). Comparative Electrocardiography in Four Species of Macaws (Genera *Anodorhynchus* and *Ara*). *Journal of Veterinary Medicine Series A*, 47(5), 277-281.

CAULKETT, N. A., CANTWELL, S. L. & HOUSTON, D. M. (1998). A comparison of indirect blood pressure monitoring techniques in the anesthetized cat. *Veterinary Surgery*, 27(4), 370-377.

CHETBOUL, V., TISSIER, R., GOUNI, V., DE ALMEIDA, V., LEFEBVRE, H. P., CONCORDET, D., JAMET, N., SAMPEDRANO, C. C., SERRES, F. & POUCHELON, J.-L. (2010). Comparison of Doppler ultrasonography and high-definition oscillometry for blood pressure measurements in healthy awake dogs. *American Journal of Veterinary Research*, 71(7), 766-772.

COLEMAN, A. J. A., STEEL, S. D. A., ASHWORTH, M. C., VOWLER, S. L. D. & SHENNAN, A. B. (2005). Accuracy of the pressure scale of sphygmomanometers in clinical use within primary care. *Blood Pressure Monitoring*, 10(4), 181-188.

CURRO, T. G. (1998). Anesthesia of pet birds. *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine*, 7(1), 10-21.

DUKE, T. & HENKE, J. (2007). Blutdruckkontrolle in Narkose. In B. EGNER, A. CARR & S. BROWN (Hrsg.), *Blutdruck auf den Punkt gebracht* (4 ed., pp. 111-141). Babenhausen: BE VetVerlag.

DUNSON, W. A. (1965). Adaptation of Heart and Lung Weight to High Altitude in the Robin. *The Condor*, 67(3), 215-219.

DURU, F., BARTON, M., LÜSCHER, T. F. & CANDINAS, R. (2001). Endothelin and cardiac arrhythmias: do endothelin antagonists have a therapeutic potential as antiarrhythmic drugs? *Cardiovascular Research*, 49(2), 272-280.

ECKERT, S. (2006). 100 Jahre Blutdruckmessung nach Riva-Rocci und Korotkoff: Rückblick und Ausblick. *Journal für Hypertonie*, 10(3), 7-13.

EGNER, B. (2006). Blutdruckmessung Teil1: Technologie und Vermeidung von Messfehlern. *Kleintier Konkret*(4), 18-23.

EGNER, B. (2007). Blutdruckmessung - Grundlagen und praktische Umsetzung. In B. EGNER, A. CARR & S. BROWN (Hrsg.), *Blutdruck auf den Punkt gebracht* (4 ed., pp. 1-14). Babenhausen: BE VetVerlag.

EGNER, B., ERHARDT, W., HENKE, J. & CARR, A. (2007). Indikationen zur Blutdruckmessung. In B. EGNER, A. CARR & S. BROWN (Hrsg.), *Blutdruck auf den Punkt gebracht* (4 ed., pp. 15-27). Babenhausen: BE VetVerlag.

EHMKE, H. (2009). Das Kreislaufsystem. In R. KLINKE, PAPE, H.-C., KURTZ, A., SILBERNAGL, S. (Hrsg.), *Physiologie* (Vol. 6, pp. 174-222): Thieme Verlag.

ERHARDT, W., HENKE, J., CARR, A. & EGNER, B. (2007). Technik. In B. EGNER, A. CARR & S. BROWN (Hrsg.), *Blutdruck auf den Punkt gebracht* (4 ed., pp. 28-63). Babenhausen: BE VetVerlag.

EVERED, M. D. & FITZSIMONS, J. T. (1981). Drinking and changes in blood pressure in response to angiotensin II in the pigeon *Columba livia*. *The Journal of Physiology*, 310, 337-352.

FEISCHE, A. (2002). Untersuchung zur Altersabhängigkeit des systolischen und diastolischen Blutdruckes beim Hund unter Verwendung einer oszillometrischen und einer Doppler-sonographischen Messmethode. Dissertation, Ludwig-Maximilians-Universität, München.

FOLKOW, B., FUXE, K. & SONNENSCHNEIN, R. R. (1966). Responses of skeletal musculature and its vasculature during "diving" in the duck: peculiarities of the adrenergic vasoconstrictor innervation. *Acta Physiologica Scandinavica*, 67(3), 327-342.

FORSCHAW, J. M. (2006). *Parrots of the world: An Identification Guide*. Princeton and Oxford: Princeton University Press.

FRANKLIN, D. L., SCHLEGEL, W. & RUSHMER, R. F. (1961). Blood Flow Measured by Doppler Frequency Shift of Back-Scattered Ultrasound. *Science*, 134(3478), 564-565.

FRICKE, C. (2005). Atherosklerose bei Graupapageien (*Psittacus erithacus*) und Amazonen (*Amazona spp.*). Dissertation, Universität Leipzig.

FROMM, M. & GÄBEL, G. (2005). Niere. In W. VON ENGELHARDT & G. BREVES (Hrsg.), *Physiologie der Haustiere* (pp. 277-306). Stuttgart: Enke Verlag.

GEDDES, L., VOELZ, M., COMBS, C., REINER, D. & BABBS, C. (1982). Characterization of the oscillometric method for measuring indirect blood pressure. *Annals of Biomedical Engineering*, 10(6), 271-280.

GEDDES, L. A. (1970). The Indirect Measurement of Blood Pressure in Man. In L. A. GEDDES (Hrsg.), *The Direct and Indirect Measurement of Blood Pressure* (pp. 70-134). Chicago: Year Book Medical Publishers, Inc.

GEDDES, L. A. (1986). The significance of a reference in the direct measurement of blood pressure. *Medical Instrumentation*, 20(6), 331-332.

GEDDES, L. A., COMBS, W., DENTON, W., WHISTLER, S. J. & BOURLAND, J. D. (1980). Indirect mean arterial pressure in the anesthetized dog. *American Journal of Physiology - Heart and Circulatory Physiology*, 238(5), H664-H666.

GEDDES, L. A. & WHISTLER, S. J. (1978). The error in indirect blood pressure measurement with the incorrect size of cuff. *American Heart Journal*, 96(1), 4-8.

GOELZ, M. F., HAHN, A. W. & KELLEY, S. T. (1990). Effects of halothane and isoflurane on mean arterial blood pressure, heart rate, and respiratory rate in adult Pekin ducks. *American Journal of Veterinary Research*, 51(3), 458-460.

GOMEZ-MARIN, O., PRINEAS, R. J. & RASTAM, L. (1992). Cuff bladder width and blood pressure measurement in children and adolescents. *Journal of Hypertension*, 10(10), 1235-1241.

GOMEZ, A. P., MORENO, M. J., IGLESIAS, A., CORAL, P. X. & HERNANDEZ, A. (2007). Endothelin 1, its endothelin type A receptor, connective tissue growth factor, platelet-derived growth factor, and adrenomedullin expression in lungs of pulmonary hypertensive and nonhypertensive chickens. *Poultry Science*, 86(5), 909-916.

GRANONE, T. D., DE FRANCISCO, O. N., KILLOS, M. B., QUANDT, J. E., MANDSAGER, R. E. & GRAHAM, L. F. (2012). Comparison of three different inhalant anesthetic agents (isoflurane, sevoflurane, desflurane) in red-tailed hawks (*Buteo jamaicensis*). *Veterinary Anaesthesia and Analgesia*, 39(1), 29-37.

GRAVES, J. W. A. & GROSSARDT, B. R. B. (2010). Discarding the first of three nurse-auscultatory or oscillometric blood pressure measurements does not improve the association of office blood pressure with ABPM. *Blood Pressure Monitoring*, 15(3), 146-151.

GREENACRE, C. B. & LUSBY, A. L. (2004). Physiologic Responses of Amazon Parrots (*Amazona* species) to Manual Restraint. *Journal of Avian Medicine and Surgery*, 18(1), 19-22.

GROENENDIJK, B. C., VAN DER HEIDEN, K., HIERCK, B. P. & POELMANN, R. E. (2007). The role of shear stress on ET-1, KLF2, and NOS-3 expression in the developing cardiovascular system of chicken embryos in a venous ligation model. *Physiology (Bethesda)*, 22, 380-389.

GRUBB, B. R. (1982). Cardiac output and stroke volume in exercising ducks and pigeons. *Journal of Applied Physiology*, 53(1), 207-211.

GRUBB, B. R. (1983). Allometric relations of cardiovascular function in birds. *American Journal of Physiology - Heart and Circulatory Physiology*, 245(4), H567-H572.

HABERMAN, C. E., MORGAN, J. D., KANG, C. W. & BROWN, S., A. (2004). Evaluation of Doppler Ultrasonic and Oscillometric Methods of Indirect Blood Pressure Measurement in Cats. *The International Journal of Applied Research in Veterinary Medicine*, 2(4), 11.

HASSANPOUR, H., MOMTAZ, H., SHAHGHOLIAN, L., BAGHERI, R., SARFARAZ, S. & HEYDARIPOOR, B. (2011). Gene expression of endothelin-1 and its receptors in the heart of broiler chickens with T3-induced pulmonary hypertension. *Research in Veterinary Science*, 91(3), 370-375.

HEARD, D. J. (1988). Overview of Avian Anesthesia. *Association of Avian Veterinarians Today*, 2(2), 92-96.

HODGKIN, B. C., BURKETT, D. E. & SMITH, E. B. (1982). Noninvasive measurement of systolic and diastolic blood pressure in swine. *American Journal of Physiology*, 242(1), H127-130.

HÖGLUND, K., HANÅS, S., CARNABUCI, C., LJUNGVALL, I., TIDHOLM, A. & HÄGGSTRÖM, J. (2012). Blood Pressure, Heart Rate, and Urinary Catecholamines in Healthy Dogs Subjected to Different Clinical Settings. *Journal of Veterinary Internal Medicine*, 26(6), 1300-1308.

HOKANSON (2008). Hokanson Cuff Options and Information. D. E. Hokanson, Inc. Heruntergeladen am 26.10.2013, von www.deh-inc.com

IYRIBOZ, Y., HEARON, C. & EDWARDS, K. (1994). Agreement Between Large And Small Cuffs In Sphygmomanometry: A Quantitative Assessment. *Journal of Clinical Monitoring and Computing*, 10(2), 127-133.

JAENSCH, S. M., CULLEN, L. & RAIDAL, S. R. (1999). Comparative Cardiopulmonary Effects of Halothane and Isoflurane in Galahs (*Eolophus roseicapillus*). *Journal of Avian Medicine and Surgery*, 13(1), 15-22.

JEPSON, R. E., HARTLEY, V., MENDEL, M., CANEY, S. M. E. & GOULD, D. J. (2005). A comparison of CAT Doppler and oscillometric Memoprint machines for non-invasive blood pressure measurement in conscious cats. *Journal of Feline Medicine and Surgery*, 7(3), 147-152.

JOHNSTON, M. S., DAVIDOWSKI, L. A., RAO, S. & HILL, A. E. (2011). Precision of repeated, Doppler-derived indirect blood pressure measurements in conscious psittacine birds. *Journal of Avian Medicine and Surgery*, 25(2), 83-90.

JONES, D. R. (1973). Systemic arterial baroreceptors in ducks and the consequences of their denervation on some cardiovascular responses to diving. *The Journal of Physiology*, 234(3), 499-518.

JONES, D. R., JOHANSEN, K. (1972). The blood vascular system of birds. In D. S. FARNER, KING, J.R. (Hrsg.), *Avian Biology* (Vol. 2, pp. 157-285). New York: Academic Press.

JOYNER, P. H., JONES, M. P., WARD, D., GOMPF, R. E., ZAGAYA, N. & SLEEMAN, J. M. (2008). Induction and recovery characteristics and cardiopulmonary effects of sevoflurane and isoflurane in bald eagles. *American Journal of Veterinary Research*, 69(1), 13-22.

KALLET, A. J., COWGILL, L. D. & KASS, P. H. (1997). Comparison of blood pressure measurements obtained in dogs by use of indirect oscillometry in a veterinary clinic versus at home. *Journal of the American Veterinary Medical Association*, 210(5), 651-654.

KAMIMURA, K., NISHIMURA, H. & BAILEY, J. R. (1995). Blockade of beta-adrenoceptor in control of blood pressure in fowl. *American Journal of Physiology - Regulatory, Integrative and Comparative Physiology*, 269(4), R914-R922.

KAOUKIS, A., DEFTEREOS, S., RAISAKIS, K., GIANNOPOULOS, G., BOURAS, G., PANAGOPOULOU, V., PAPOUTSIDAKIS, N., CLEMAN, M. W. & STEFANADIS, C. (2013). The role of endothelin system in cardiovascular disease and the potential therapeutic perspectives of its inhibition. *Current Topics in Medicinal Chemistry* 13(2), 95-114.

KELLIN, N. (2009). Auswertung der Sektions- und Laborbefunde von 1780 Vögeln der Ordnung Psittaciformes in einem Zeitraum von vier Jahren (2000 bis 2003). Dissertation, Justus-Liebig-Universität, Gießen.

KING, G. E. (1963). Influence of rate of cuff inflation and deflation on observed blood pressure by sphygmomanometry. *American Heart Journal*, 65(3), 303-306.

KITTLESON, M. D. & OLIVIER, N. B. (1983). Measurement of systemic arterial blood pressure. *The Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice*, 13(2), 321-336.

KLEIST, A. (1991). Experimentelle Untersuchungen zur indirekten (unblutigen) Blutdruckmessung am Hund mit zwei verschiedenen oszillometrisch messenden Geräten im Vergleich zur simultan durchgeführten direkten (blutigen) Blutdruckmessung. Dissertation, Ludwig-Maximilians-Universität München.

KLEVANS, L. R., HIRKALER, G. & KOVACS, J. L. (1979). Indirect blood pressure determination by Doppler technique in renal hypertensive cats. *American Journal of Physiology - Heart and Circulatory Physiology*, 237(6), H720-H723.

KLUGE, H. (1969). Der Einfluß der Manschettenbreite auf die ermittelte Druckhöhe bei der Blutdruckmessung am Hund. Dissertation, Freie Universität Berlin.

KORBEL, R. (1994). Augenkrankheiten bei Vögeln. Habilitationsschrift, Ludwig-Maximilians-Universität München.

KORBEL, R. (1998). Vergleichende Untersuchungen zur Inhalationsanästhesie mit Isofluran (Forene^R) und Sevofluran (SEVOrane^R) bei Haustauben (*Columba livia* Gmel., 1789, var. domestica) und Vorstellung eines Referenz-Narkoseprotokolls für Vögel. *Tierärztliche Praxis*, 26, 211-223.

KRAFT-SCHREYER, N. & ANGELAKOS, E. T. (1985). Noninvasive measurement of blood pressure in African green monkeys (*Cercopithecus aethiops*). *American Journal of Primatology*, 9(4), 285-294.

KRAFT, W., EGNER, B. & CARR, A. (2007). Ursachen und Folgen der Hypertonie. In B. EGNER, A. CARR & S. BROWN (Hrsg.), *Blutdruck auf den Punkt gebracht* (4 ed., pp. 67-94). Babenhausen: BE VetVerlag.

KRAUTWALD-JUNGHANNS, M.-E., BRAUN, S., PEES, M., STRAUB, J. & VALERIUS, H.-P. (2004). Research on the Anatomy and Pathology of the Psittacine Heart. *Journal of Avian Medicine and Surgery*, 18(1), 2-11.

KRISTA, L. M., BECKETT, S. D., BRANCH, C. E., MCDANIEL, G. R. & PATTERSON, R. M. (1981). Cardiovascular responses in turkeys as affected by diurnal variation and stressors. *Poultry Science*, 60(2), 462-468.

KRISTA, L. M., WAIBEL, P. E., SHOFFNER, R. N. & SAUTTER, J. H. (1967). Natural Dissecting Aneurysm (Aortic Rupture) and Blood Pressure in the Turkey. [10.1038/2141162a0]. *Nature*, 214(5093), 1162-1163.

KUCKENBERG, R. N. (2008). Validierung einer nichtinvasiven Methode für die Blutdruckmessung beim Kalb. Dissertation, Ludwig-Maximilians-Universität München.

KURTZ, T. W., GRIFFIN, K. A., BIDANI, A. K., DAVISSON, R. L. & HALL, J. E. (2005). Recommendations for Blood Pressure Measurement in Humans and Experimental Animals: Part 2. Hypertension, 45(2), 299-310.

LANE, D., BEEVERS, M., BARNES, N., BOURNE, J., JOHN, A., MALINS, S. & BEEVERS, D. G. (2002). Inter-arm differences in blood pressure: when are they clinically significant? Journal of Hypertension, 20(6), 1089-1095.

LANGILLE, B. & JONES, D. (1975). Central cardiovascular dynamics of ducks. American Journal of Physiology -- Legacy Content, 228(6), 1856-1861.

LENEL, R., KATZ, L. N. & RODBARD, S. (1948). Arterial Hypertension in the chicken. American Journal of Physiology, 152(3), 557-562.

LENNOX, A. M. (2006). Common Procedures in Other Avian Species. The Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice, 9(2), 303-319.

LICHTENBERGER, M. (2005). Determination of Indirect Blood Pressure in the Companion Bird. Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine, 14(2), 149-152.

LICHTENBERGER, M. & KO, J. (2007a). Anesthesia and Analgesia for Small Mammals and Birds. The Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice, 10(2), 293-315.

LICHTENBERGER, M. & KO, J. (2007b). Critical Care Monitoring. The Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice, 10(2), 317-344.

LIERZ, M. (2003). Avian renal disease: pathogenesis, diagnosis, and therapy. The Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice, 6(1), 29-55.

LIERZ, M. & KORBEL, R. (2012). Anesthesia and Analgesia in Birds. Journal of Exotic Pet Medicine, 21(1), 44-58.

LONGLEY, L. (2008). Avian anaesthesia. In L. LONGLEY (Hrsg.), *Anaesthesia of Exotic Pets* (pp. 129-170). Edinburgh: W.B. Saunders.

LUCITTI, J. L. & HEDRICK, M. S. (2006). Characterization of baroreflex gain in the domestic pigeon (*Columba livia*). *Comparative Biochemistry and Physiology Part A: Molecular & Integrative Physiology*, 143(1), 103-111.

LUDDERS, J. W. (1998). Respiratory physiology of birds: Considerations for anesthetic management. *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine*, 7(1), 3-9.

LUDDERS, J. W. D. V. M., RODE, J. B. S. & MITCHELL, G. S. P. (1989). Isoflurane Anesthesia in Sandhill Cranes (*Grus canadensis*): Minimal Anesthetic Concentration and Cardiopulmonary Dose-response During Spontaneous and Controlled Breathing. *Anesthesia & Analgesia*, 68(4), 511-516.

LUMEIJ, J. T., BRANSON, W. R. (1994). Cardiology. In W. R. BRANSON, HARRISON, G. J., HARRISON, L. R. (Hrsg.), *Avian Medicine: Principles and Application* (pp. 695-722): Wingers Publishing, Inc.

MACHIDA, N. & AOHAGI, Y. (2001). Electrocardiography, Heart Rates and Heart Weights of Free-Living Birds. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*, 32(1), 47-54.

MAIR, N., HITZENBERGER, G., MAGOMETSCHNIGG, D. & NEUMANN, K. (2000). Die klinische Prüfung der Meßgenauigkeit von Blutdruck-selbstmeßgeräten. *Journal für Hypertonie*, 4(4), 6-26.

MANS, C., GUZMAN, D. S.-M., LAHNER, L. L., PAUL-MURPHY, J. & SLADKY, K. K. (2012). Sedation and Physiologic Response to Manual Restraint After Intranasal Administration of Midazolam in Hispaniolan Amazon Parrots (*Amazona ventralis*). *Journal of Avian Medicine and Surgery*, 26(3), 130-139.

MARTEL, E., EGNER, B., BROWN, S. A., KING, J. N., LAVEISSIERE, A., CHAMPEROUX, P. & RICHARD, S. (2013). Comparison of high-definition oscillometry -- a non-invasive technology for arterial blood pressure measurement -- with a direct invasive method using radio-telemetry in awake healthy cats. *J Feline Med Surg*, 15(12), 1104-1113.

MAUCK, G. W., SMITH, C. R., GEDDES, L. A. & BOURLAND, J. D. (1980). The meaning of the point of maximum oscillations in cuff pressure in the indirect measurement of blood pressure--part II. *Journal of Biomechanical Engineering*, 102(1), 28-33.

MCCUTCHEON, E. P., RUSHMER, R. F., JACOBSON, O. & SANDIER, H. (1967). Korotkoff Sounds. *Circulation Research*, 20(2), 149-161.

MCKEOWN, B. & HENNIGH, M. (2014). Anesthesia and Birds: Setting the Bar and Raising it Higher. Paper presented at the 35th Annual AAV Conference and Expo, New Orleans.

MEYER, O., JENNI, R., GREITER-WILKE, A., BREIDENBACH, A. & HOLZGREFE, H. H. (2010). Comparison of telemetry and high-definition oscillometry for blood pressure measurements in conscious dogs: effects of torcetrapib. *Journal of the American Association for Laboratory Animal Science*, 49(4), 464-471.

MISHINA, M., WATANABE, T., MATSUOKA, S., SHIBATA, K., FUJII, K., MAEDA, H. & WAKAO, Y. (1999). Diurnal Variations of Blood Pressure in Dogs. *Journal of Veterinary Medical Science*, 61(6), 643-647.

MITCHELL, A. Z., MCMAHON, C., BECK, T. W. & SARAZAN, R. D. (2010). Sensitivity of two noninvasive blood pressure measurement techniques compared to telemetry in cynomolgus monkeys and beagle dogs. *Journal of Pharmacological and Toxicological Methods*, 62(1), 54-63.

MOORE, A. F., STRONG, J. H. & BUCKLEY, J. P. (1981). Cardiovascular actions of angiotensin in the fowl (*Gallus domesticus*). I. Analysis. *Research Communications in Chemical Pathology and Pharmacology*, 32(3), 423-445.

MOSCARDO, E., FASDELLI, N., GIAROLA, A., TONTODONATI, M. & DORIGATTI, R. (2009). An optimised neurobehavioural observation battery integrated with the assessment of cardiovascular function in the beagle dog. *Journal of Pharmacological and Toxicological Methods*, 60(2), 198-209.

NAP, A. M. P., LUMEIJ, J. T. & STOKHOF, A. A. (1992). Electrocardiogram of the African grey (*psittacus erithacus*) and Amazon (*Amazona spp.*) parrot. *Avian Pathology*, 21(1), 45-53.

NICHOLAS, W. C., WATSON, R. L., BARNES, T. Y., GOODNOW, C. & RUSSELL, E. (1985). Does blood pressure cuff size make a difference in blood pressure readings? *Journal of the Mississippi State Medical Association*, 26(2), 31-34.

NISHIMURA, H., NAKAMURA, Y., TAYLOR, A. A. & MADEY, M. A. (1981). Renin-angiotensin and adrenergic mechanisms in control of blood pressure in fowl. *Hypertension*, 3(3 Pt 2), I41-49.

NOUT, Y. S., CORLEY, K. T. T., DONALDSON, L. L. & FURR, M. O. (2002). Indirect oscillometric and direct blood pressure measurements in anesthetized and conscious neonatal foals. *Journal of Veterinary Emergency and Critical Care*, 12(2), 75-80.

O'BRIEN, E., ASMAR, R., BEILIN, L., IMAI, Y., MALLION, J.-M., MANCIA, G., MENGDEN, T., MYERS, M., PADFIELD, P., PALATINI, P., PARATI, G., PICKERING, T., REDON, J., STAESSEN, J., STERGIOU, G. & VERDECCHIA, P. (2003). European Society of Hypertension recommendations for conventional, ambulatory and home blood pressure measurement. *Journal of Hypertension*, 21(5), 821-848.

OGEDEGBE, G. & PICKERING, T. (2010). Principles and Techniques of Blood Pressure Measurement. *Cardiology Clinics*, 28(4), 571-586.

OGLESBEE, B. L., HAMLIN, R. L., KLINGAMAN, H., CIANCIOLA, J. & HARTMAN, S. P. (2001). Electrocardiographic Reference Values for Macaws (Ara Species) and Cockatoos (Cacatua Species). *Journal of Avian Medicine and Surgery*, 15(1), 17-22.

OGLESBEE, B. L. & OGLESBEE, M. J. (1998). Results of postmortem examination of psittacine birds with cardiac disease: 26 cases (1991-1995). *Journal of the American Veterinary Medical Association*, 212(11), 1737-1742.

PAGNAN, A., PESSINA, A. C., THIENE, G. & DAL PALU, C. (1978). The natural history of hypertension in turkeys. *Clinical Science and Molecular Medicine. Supplement.*, 4, 213s-215s.

PAPADOPOULOS, G., MIEKE, S., KUHN, H. J. & APENBURG, C. (1996). Zur Meßsicherheit der oszillometrischen Blutdruckmessgeräte Dinamap 1846 und HP M-1008B. *Anaesthesist*, 45(5), 453-459.

PARKS MEDICAL ELECTRONICS INC. (Copyright 1961-2013). Models 811-B / 811 BTS Ultrasonic Flow Detectors. Parks Medical Electronics, Inc. Heruntergeladen am 31.03.2012, von www.parksmed.com

PASSING, H. & BABLOK, W. (1983). A new biometrical procedure for testing the equality of measurements from two different analytical methods. Application of linear regression procedures for method comparison studies in clinical chemistry, Part I. *Journal of Clinical Chemistry and Clinical Biochemistry; Zeitschrift für Klinische Chemie und Klinische Biochemie*, 21(11), 709-720.

PEES, M., KRAUTWALD-JUNGHANNS, E. & STRAUB, J. (2006). Evaluating and Treating the Cardiovascular System. In G. J. HARRISON & T. L. LIGHTFOOT (Hrsg.), *Clinical Avian Medicine* (1st ed., Vol. 1, pp. 379-394). Palm Beach, FL: Spix Publishing.

PEES, M. & KRAUTWALD-JUNGHANNS, M.-E. (2009). Cardiovascular Physiology and Diseases of Pet Birds. *The Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice*, 12(1), 81-97.

PEES, M., STRAUB, J. & KRAUTWALD-JUNGHANNS, M. E. (2001). Insufficiency of the muscular atrioventricular valve in the heart of a blue-fronted amazon (*Amazona aestiva aestiva*). *The Veterinary Record*, 148(17), 540-543.

PETRIČ, A. D., PETRA, Z., JERNEJA, S. & ALENKA, S. (2010). Comparison of high definition oscillometric and Doppler ultrasonic devices for measuring blood pressure in anaesthetised cats. *Journal of Feline Medicine and Surgery*, 12(10), 731-737.

PETTERSEN, J. C., LINARTZ, R. R., HAMLIN, R. L. & STOLL, R. E. (1988). Noninvasive Measurement of Systemic Arterial Blood Pressure in the Conscious Beagle Dog. *Toxicological Sciences*, 10(1), 89-97.

PICCIONE, G., CAOLA, G. & REFINETTI, R. (2005). Daily Rhythms of Blood Pressure, Heart Rate, and Body Temperature in Fed and Fasted Male Dogs. *Journal of Veterinary Medicine Series A*, 52(8), 377-381.

PICKERING, T. G., HALL, J. E., APPEL, L. J., FALKNER, B. E., GRAVES, J., HILL, M. N., JONES, D. W., KURTZ, T., SHEPS, S. G. & ROCCELLA, E. J. (2005). Recommendations for Blood Pressure Measurement in Humans and Experimental Animals, Part 1. *Circulation*, 111(5), 697-716.

PICKERING, T. G. A., GERIN, W. A. & SCHWARTZ, A. R. B. (2002). What is the white-coat effect and how should it be measured? *Blood Pressure Monitoring*, 7(6), 293-300.

RAIDAL, S. R. & RAIDAL, S. L. (2006). Comparative Renal Physiology of Exotic Species. *The Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice*, 9(1), 13-31.

RANDIG, K., BUDING, A., EISMANN, J. (1952). Seitendifferenzen bei der Blutdruckmessung. *Deutsche Medizinische Wochenschrift - DMW*, 77(3), 75.

RASTAM, L., PRINEAS, R. J. & GOMEZ-MARIN, O. (1990). Ratio of cuff width/arm circumference as a determinant of arterial blood pressure measurements in adults. *Journal of Internal Medicine*, 227(4), 225-232.

REMBERT, M. S., SMITH, J. A., STRICKLAND, K. N. & TULLY, T. N., JR. (2008). Intermittent bradyarrhythmia in a Hispaniolan Amazon parrot (*Amazona ventralis*). *Journal of Avian Medicine and Surgery*, 22(1), 31-40.

REMILLARD, R. L., ROSS, J. N. & EDDY, J. B. (1991). Variance of indirect blood pressure measurements and prevalence of hypertension in clinically normal dogs. *American Journal of Veterinary Research*, 52(4), 561-565.

RIESTER GMBH (2012). Produktdatenblatt precisa^R N. Rudolf Riester GmbH. Heruntergeladen am 06.07.2013, von www.riester.de

RITTER, M. A., NABAVI, D. G. & RINGELSTEIN, E. B. (2007). Measurement of Arterial Blood Pressure. *Deutsches Ärzteblatt International*, 104(20), 1406-1410.

ROBINZON, B., KOIKE, T. I. & MARKS, P. A. (1993). At Low Dose, Arginine Vasotocin Has Vasopressor Rather Than Vasodepressor Effect in Chickens. *General and Comparative Endocrinology*, 91(1), 105-112.

RODBARD, S. & TOLPIN, M. (1947). A relationship between the body temperature and the blood pressure in the chicken. *American Journal of Physiology*, 151(2), 509-515.

RONDEAU, D. A., MACKALONIS, M. E. & HESS, R. S. (2013). Effect of body position on indirect measurement of systolic arterial blood pressure in dogs. *Journal of the American Veterinary Medical Association* 242(11), 1523-1527.

ROSE, G. (1965). Standardisation of Observers in Blood-Pressure Measurement. *Lancet*, 1(7387), 673-674.

ROWBERG, A., FRANKLIN, D. & VAN CITTERS, R. L. (1969). Nontraumatic method for measurement of blood pressure in animals with tails. *Journal of Applied Physiology*, 27(2), 301-302.

ROWLEY, I. (1997). Family Psittacidae. In J. HOYO & A. ELLIOTT (Hrsg.), Handbook of the Birds of the World: Sandgrouse to Cuckoos (Vol. 4, pp. 246-269): Lynx Edicions.

RUIZ-FERIA, C. A., YANG, Y. & NISHIMURA, H. (2004a). Do incremental increases in blood pressure elicit neointimal plaques through endothelial injury? American Journal of Physiology: Regulatory, Integrative and Comparative Physiology, 287(6), R1486-1493.

RUIZ-FERIA, C. A., YANG, Y., THOMASON, D. B., WHITE, J., SU, G. & NISHIMURA, H. (2009). Pulse wave velocity and age- and gender-dependent aortic wall hardening in fowl. Comparative Biochemistry and Physiology Part A: Molecular & Integrative Physiology, 154(4), 429-436.

RUIZ-FERIA, C. A., ZHANG, D. & NISHIMURA, H. (2004b). Age- and sex-dependent changes in pulse pressure in fowl aorta. Comparative Biochemistry and Physiology Part A: Molecular & Integrative Physiology, 137(2), 311-320.

RUSHMER, R. F., BAKER, D. W. & STEGALL, H. F. (1966). Transcutaneous Doppler flow detection as a nondestructive technique. Journal of Applied Physiology, 21(2), 554-566.

RÜTHER, P. (1998). Untersuchungen zur tageszeitabhängigen Rhythmik der Ruheherzfrequenz und ausgewählter Arrhythmien bei der Brieftaube (*Columba livia f. domestica*). Dissertation, Freie Universität Berlin, Berlin.

RYMASZEWSKI, Z., LANGELIER, M., CARLO, I. A., SUBBIAH, M. T. R. & KOTTKE, B. A. (1976). Age-related interrelationships of blood pressure and arterial sterol accumulation in spontaneously atherosclerosis-susceptible and atherosclerosis-resistant pigeons. Atherosclerosis, 23(1), 111-116.

S + B MEDVET GMBH (2011). Manual Vet HDO Monitor MD^{Pro}. Babenhausen: S+B med Vet GmbH.

SANSOM, J., ROGERS, K. & WOOD, J. L. N. (2004). Blood pressure assessment in healthy cats and cats with hypertensive retinopathy. *American Journal of Veterinary Research*, 65(2), 245-252.

SAVORY, C. J. & KOSTAL, L. (1997). Application of a Radiotelemetry System for Chronic Measurement of Blood Pressure, Heart Rate, EEG, and Activity in the Chicken. *Physiology & Behavior*, 61(6), 963-969.

SAVORY, C. J., KOSTAL, L. & NEVISON, I. M. (2006). Circadian variation in heart rate, blood pressure, body temperature and EEG of immature broiler breeder chickens in restricted-fed and ad libitum-fed states. *British Poultry Science*, 47(5), 599-606.

SCHMELTING, B., NIEHOFF, M., EGNER, B., KORTE, S. H. & WEINBAUER, G. F. (2009). High Definition Oscillometry: a novel technique for non-invasive blood pressure monitoring in the cynomolgus monkey (*Macaca fascicularis*). *Journal of Medical Primatology*, 38(5), 293-301.

SCHMIEG, L. (2002). Vergleich zweier indirekter Blutdruckmessmethoden an gesunden und kranken Hunden. Dissertation, Ludwig-Maximilians-Universität München.

SCHNEIDER, I. (1999). Vergleich der indirekten arteriellen Blutdruckmessung mittels zweier oszillometrisch messender Blutdruckmonitore mit der direkten Blutdruckmessung beim Hund. Dissertation, Justus-Liebig-Universität Gießen, Gießen.

SEDACCA, C. D., CAMPBELL, T. W., BRIGHT, J. M., WEBB, B. T. & ABOELLAIL, T. A. (2009). Chronic cor pulmonale secondary to pulmonary atherosclerosis in an African Grey parrot. *Journal of the American Veterinary Medical Association*, 234(8), 1055-1059.

SHIH, A., ROBERTSON, S., VIGANI, A., DA CUNHA, A., PABLO, L. & BANDT, C. (2010). Evaluation of an indirect oscillometric blood pressure monitor in normotensive and hypotensive anesthetized dogs. *Journal of Veterinary Emergency and Critical Care*, 20(3), 313-318.

SIMON-OPPERMANN, C., SIMON, E. & GRAY, D. A. (1988). Central and systemic antidiuretic hormone and angiotensin II in salt and fluid balance of birds as compared to mammals. *Comparative Biochemistry and Physiology. A, Comparative Physiology*, 90(4), 789-803.

SINN, L. C. (1994). Anesthesiology. In K. R. BRANSON, HARRISON, G. J., HARRISON, (Hrsg.), *Avian Medicine: Principle and Application* (pp. 1066-1074): Wingers Publishing, Inc.

SINOWATZ, F. & FREWEIN, J. (1992). Endokrine Drüsen. In B. VOLLMERHAUS (Hrsg.), *Lehrbuch der Anatomie der Haustiere* (Vol. 5, pp. 265-279): Parey.

SMITH, F. M. (1994). Blood Pressure Regulation by Aortic Baroreceptors in Birds. *Physiological Zoology*, 67(6), 1402-1425.

SMITH, F. M., WEST, N. H. & JONES, D. R. (2000). The Cardiovascular System. In G. C. WHITTOW (Hrsg.), *Sturkie's Avian Physiology* (Fifth Edition) (pp. 141-231). San Diego: Academic Press.

SOARES, F. A. C., NEUWALD, E. B., MOMBACH, V. S., D'AVILA, A. E. R., CONRADO, F. D. O. & GONZÁLEZ, F. H. D. (2012). Systolic blood pressure of dogs at hospital and domestic environment. *Ciência Rural*, 42, 1242-1248.

SPARKES, A. H., CANEY, S. M. A., KING, M. C. A. & GRUFFYDD-JONES, T. J. (1999). Inter- and Intraindividual Variation in Doppler Ultrasonic Indirect Blood Pressure Measurements in Healthy Cats. *Journal of Veterinary Internal Medicine*, 13(4), 314-318.

STAMLER, J., KATZ, L. N. & JOHNSON, P. (1951). The Effect of "Salt" Hypertension on Atherosclerosis in Chicks Fed Mash without a Cholesterol Supplement. *Circulation*, 3(6), 859-863.

STEPIEN, R. L. (2000). Blood pressure measurement in dogs and cats. In *Practice*, 22(3), 136-145.

STRAUB, J., FORBES, N., PEES, M. & KRAUTWALD-JUNGHANNS, M. E. (2003a). Effect of handling-induced stress on the results of spectral Doppler echocardiography in falcons. *Research in Veterinary Science*, 74(2), 119-122.

STRAUB, J., FORBES, N. A., THIELEBEIN, J., PEES, M. & KRAUTWALD-JUNGHANNS, M. E. (2003b). The effects of isoflurane anaesthesia on some Doppler-derived cardiac parameters in the common buzzard (*Buteo buteo*). *Veterinary Journal*, 166(3), 273-276.

STRUNK, A. & WILSON, G. H. (2003). Avian cardiology. *The Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice* 6(1), 1-28.

THEWS, G. & VAUPEL, P. (2005). Blutkreislauf. In G. THEWS & P. VAUPEL (Hrsg.), *Vegetative Physiologie* (pp. 157-277). Deutschland: Springer-Verlag Berlin Heidelberg New York.

VALTONEN, M. H. & ERIKSSON, L. M. (1970). The effect of cuff width on accuracy of indirect measurement of blood pressure in dogs. *Research in Veterinary Science*, 11(4), 358-362.

VINCENT, I. C. & MICHELL, A. R. (1996). Relationship between blood pressure and stress-prone temperament in dogs. *Physiology & Behavior*, 60(1), 135-138.

VINCENT, I. C., MICHELL, A. R. & LEAHY, R. A. (1993). Non-invasive measurement of arterial blood pressure in dogs: a potential indicator for the identification of stress. *Research in Veterinary Science*, 54(2), 195-201.

VINK-NOOTEBOOM, M., SCHOEMAKER, N. J., KIK, M. J. L., LUMEU, J. T. & WOLVEKAMP, W. T. C. (1998). Clinical diagnosis of aneurysm of the right coronary artery in a white cockatoo (*Cacatua alba*). *Journal of Small Animal Practice*, 39(11), 533-537.

VON ENGELHARDT, W. (2005). Kreislauf. In W. VON ENGELHARDT & G. BREVES (Hrsg.), *Physiologie der Haustiere* (pp. 171-192). Stuttgart: Enke Verlag.

WADDELL, L. S. (2000). Direct blood pressure monitoring. *Clinical Techniques in Small Animal Practice*, 15(3), 111-118.

WAGNER, A. E. & BRODBELT, D. C. (1997). Arterial blood pressure monitoring in anesthetized animals. *Journal of the American Veterinary Medical Association* 210(9), 1279-1285.

WAIBL, H., SINOWATZ, F. (1992). Kreislaufapparat und Lymphatisches System. In B. VOLLMERHAUS (Hrsg.), *Lehrbuch der Anatomie der Haustiere* (Vol. 5, pp. 283-328): Parey.

WARD, M. & LANGTON, J. A. (2007). Blood pressure measurement. *Continuing Education in Anaesthesia, Critical Care & Pain*, 7(4), 122-126.

WARE, W. A. (2006). Kardiovaskuläre Erkrankungen. In R. W. NELSON & C. G. COUTO (Hrsg.), *Innere Medizin der Kleintiere* (1. dt. Aufl. ed., pp. 1-220). München: Elsevier, Urban & Fischer.

WEISS, H. S., FISHER, H. & GIMINGER, P. (1961). Seasonal changes in avian blood pressure related to age, sex, diet, confinement, and breed. *American Journal of Physiology*, 201, 655-659.

WEISS, H. S., RINGER, R. K. & STURKIE, P. D. (1957). Development of the Sex Difference in Blood Pressure of the Chick. *American Journal of Physiology*, 188(2), 383-386.

WELLE, K. R., LIGHTFOOT, T. L. & REAVILL, D. R. (2011). Cardiovascular Disease in Aging Birds. Paper presented at the 32nd Annual AAV Conference & Expo with AEMV Seattle.

WEN, S. W., KRAMER, M. S., HOEY, J., HANLEY, J. A. & USHER, R. H. (1993). Terminal digit preference, random error, and bias in routine clinical measurement of blood pressure. *Journal of Clinical Epidemiology*, 46(10), 1187-1193.

WERNER, J. (1972a). Methodische Untersuchungen zur unblutigen Messung des Blutdruckes beim Hund. Zentralblatt für Veterinärmedizin Reihe A, 19(3-4), 177-192.

WERNER, J. (1972b). Methodische Untersuchungen zur unblutigen Messung des Blutdruckes beim Hund. Zentralblatt für Veterinärmedizin Reihe A, 19(2), 142-176.

WERNICK, M. B., HÖPFNER, R. M., FRANCEY, T. & HOWARD, J. (2012). Comparison of arterial blood pressure measurements and hypertension scores obtained by use of three indirect measurement devices in hospitalized dogs. Journal of the American Veterinary Medical Association 240(8), 962-968.

WIDEMAN, R. F., JR. (1999). Cardiac output in four-, five-, and six-week-old broilers, and hemodynamic responses to intravenous injections of epinephrine. Poultry Science, 78(3), 392-403.

WIDEMAN, R. F., RHOADS, D. D., ERF, G. F. & ANTHONY, N. B. (2013). Pulmonary arterial hypertension (ascites syndrome) in broilers: A review. Poultry Science, 92(1), 64-83.

WILSON, J. X. & WEST, N. H. (1986). Cardiovascular responses to neurohormones in conscious chickens and ducks. General and Comparative Endocrinology, 62(2), 268-280.

WINGFIELD, D., COOKE, J., THIJS, L., STAESSEN, J. A., FLETCHER, A. E., FAGARD, R. & BULPITT, C. J. (2002). Terminal digit preference and single-number preference in the Syst-Eur trial: influence of quality control. Blood Pressure Monitoring, 7(3), 169-177.

YANAGISAWA, M., KURIHARA, H., KIMURA, S., TOMOBE, Y., KOBAYASHI, M., MITSUI, Y., YAZAKI, Y., GOTO, K. & MASAKI, T. (1988). A novel potent vasoconstrictor peptide produced by vascular endothelial cells. Nature, 332(6163), 411-415.

YANG, Y., CUI, Y., WANG, W., ZHANG, L., BUFFORD, L., SASAKI, S., FAN, Z. & NISHIMURA, H. (2004). Molecular and functional characterization of a vasotocin-sensitive aquaporin water channel in quail kidney. *American Journal of Physiology - Regulatory, Integrative and Comparative Physiology*, 287(4), R915-R924.

YANG, Y., QIAO, J., WU, Z., CHEN, Y., GAO, M., OU, D. & WANG, H. (2005). Endothelin-1 Receptor Antagonist BQ123 Prevents Pulmonary Artery Hypertension Induced by Low Ambient Temperature in Broilers. *Biological and Pharmaceutical Bulletin*, 28(12), 2201-2205.

ZANTOP, D. & BOWLES, H. (2000). Evaluating Avian Patients with the Parks Doppler Flow Monitor. *Exotic DVM*, 2.2, 44-45.

ZEHNDER, A. M., HAWKINS, M. G., PASCOE, P. J. & KASS, P. H. (2009). Evaluation of indirect blood pressure monitoring in awake and anesthetized red-tailed hawks (*Buteo jamaicensis*): effects of cuff size, cuff placement, and monitoring equipment. *Veterinary Anaesthesia and Analgesia*, 36(5), 464-479.

10. ABBILDUNGSVERZEICHNIS

Abbildung 2-1: Beispiel einer Druckkurve eines Hundes	23
Abbildung 3-1: Angabe der absoluten Häufigkeiten der Unterfamilien und Gattungen aller untersuchten Vögel.....	42
Abbildung 3-2: Übersicht der Altersverteilung	43
Abbildung 3-3: Übersicht der Altersverteilung der jüngsten Vögel.....	44
Abbildung 3-4: Verteilung der Körpergewichte der untersuchten Tiere	45
Abbildung 3-5: Übersicht zur Verteilung des mittleren Umfangs der Tibiotarsi	46
Abbildung 3-6: Ultrasonic Doppler Flow Detector (a) und Messsonde (b)	49
Abbildung 3-7: Sphygmomanometer und Manschette des Doppler-Flussmessers	50
Abbildung 3-8: HDO Monitor mit angeschlossener Manschette (a), die verwendeten Manschetten im Vergleich (b)	52
Abbildung 3-9: Anzeige der MDS Analyse Software nach einer Blutdruckmessung....	53
Abbildung 3-10: Beispielhafte Auflistung der Messergebnisse inkl. der verwendeten Parameter für die in Abbildung 3-9 dargestellte Blutdruckmessung	54
Abbildung 3-11: Versuchsaufbau bei einem Rotbugara (<i>Ara severa</i>) in Narkose	55
Abbildung 3-12: Graphische Darstellung des Versuchablaufs.....	56
Abbildung 3-13: Blaulatzara (<i>Ara glaucogularis</i>) während der Narkoseeinleitung (a), bei Auslösung des Kornealreflexes (b)	57
Abbildung 3-14: Anlegen der Doppler- (links) und HDO-Manschette (rechts) bei einem Graupapagei (<i>Psittacus erithacus</i>).....	58
Abbildung 3-15: Fixierung des Ständers und der Messsonde während der doppler- sonographischen Messungen.....	59
Abbildung 3-16: Übersicht zum zeitlichen Ablauf der Versuchsreihe.....	60
Abbildung 3-17: Beispiel einer mit „gut“ bewerteten Druckkurve eines Edelpapageis (<i>E. roratus</i>).....	63
Abbildung 3-18: Beispiel einer mit „mittel“ bewerteten Druckkurve eines Papualoris (<i>C. papou</i>)	64
Abbildung 3-19: Beispiele zweier mit „schlecht“ bewerteten Druckkurven mit Artefakten (Pfeil), ohne Fehlermeldung (ErrCd = 0).....	65
Abbildung 3-20: Fehlermeldung (ErrCd = 2) bei der Messung einer Gelbwangenamazone (<i>Amazona autumnalis</i>), manuelle Auswertung möglich.....	66
Abbildung 4-1: Absolute Häufigkeiten der Vögel in den Gewichtsgruppen.....	75
Abbildung 4-2: Übersicht der absoluten Häufigkeiten der Qualität der Einzelmessungen des Doppler-Flussmessers	77

Abbildung 4-3: Zusammenfassende Darstellung der absoluten Häufigkeiten der Einzelmessungsqualitäten des Doppler-Flussmessers, unterteilt nach Körpergewicht	78
Abbildung 4-4: Relative Häufigkeiten der Beobachtungen bei den Doppler-Messungen.....	80
Abbildung 4-5: Übersicht der absoluten Häufigkeiten der Qualität der Einzelmessungen des HDO Monitors	85
Abbildung 4-6: Zusammenfassende Darstellung der absoluten Häufigkeiten der Einzelmessungsqualitäten des HDO Monitors, unterteilt nach Körpergewicht.....	86
Abbildung 4-7: Relative Häufigkeiten der Beobachtungen bei den HDO-Messungen ..	87
Abbildung 4-8: Vergleichende Darstellung der absoluten Häufigkeiten der Qualität der Einzelmessungen beider Geräte	91
Abbildung 4-9: Beispielhafte Darstellung zweier arrhythmischer Druckkurven	95
Abbildung 4-10: Schlagvolumenvarianz in der Druckkurve einer Gelbwangen-amazone (<i>Amazona autumnalis</i>)	95
Abbildung 4-11: Vergleichende Darstellung der absoluten Häufigkeiten der Handhabung des Doppler-Flussmessers.....	97
Abbildung 4-12: Zusammenfassende Darstellung der absoluten Häufigkeiten der Handhabung des Doppler-Flussmessers, unterteilt nach Körpergewicht.....	99
Abbildung 4-13: Vergleichende Darstellung der absoluten Häufigkeiten der Handhabung des HDO Monitors.....	101
Abbildung 4-14: Zusammenfassende Darstellung der absoluten Häufigkeiten der Handhabung des HDO Monitors, unterteilt nach Körpergewicht	103
Abbildung 4-15: Vergleichende Darstellung der absoluten Häufigkeiten der Handhabung beider Messgeräte	104
Abbildung 4-16: Bewertung der Handhabung des Doppler-Flussmessers, gruppiert nach Umfang der Ständer	106
Abbildung 4-17: Bewertung der Handhabung des HDO Monitors, gruppiert nach Umfang der Ständer	106
Abbildung 4-18: Histogramm zur Dauer der Einzelmessungen mit dem Doppler-Flussmesser	109
Abbildung 4-19: Boxplots zu den Ablasszeiten der Doppler-Messungen beider Durchgänge	110
Abbildung 4-20: Geschwindigkeit des Druckablasses der Manschette des Doppler-Flussmessers im gesamten Untersuchungszeitraum.....	111
Abbildung 4-21: Histogramm zur Dauer der Einzelmessungen mit dem HDO	

Monitor.....	114
Abbildung 4-22: Boxplots zu den Ablasszeiten derHDO-Messungen beider Durchgänge	115
Abbildung 4-23: Geschwindigkeit des Druckablasses der Manschette des HDO Monitors im gesamten Untersuchungszeitraum.....	116
Abbildung 4-24: Boxplots der Ablasszeiten von Doppler-Flussmesser und HDO Monitor.....	117
Abbildung 4-25: Verteilung der Mittelwerte aller Blutdruckparameter	121
Abbildung 4-26: Verteilung der Mittelwerte der Pulsfrequenzen	121
Abbildung 4-27: Darstellung der CVs aller Blutdruckparameter beider Messgeräte, zwei Wiederholungsmessungen je Runde.....	128
Abbildung 4-28: Darstellung der CVs aller Blutdruckparameter beider Messgeräte, drei 3 Wiederholungsmessungen je Runde	129
Abbildung 4-29: Darstellung der CVs aller Blutdruckparameter des HDO Monitors, drei 3 Wiederholungsmessungen je Runde	129
Abbildung 4-30: Vergleich der Differenzen der Mittelwerte des SYS beider Geräte: Gruppe 1 (n = 36).....	132
Abbildung 4-31: Vergleich der Differenzen der Mittelwerte von Runde 1 (R1) und Runde 2 (R2): Doppler-Flussmesser, Gruppe 1 (n = 36)	133
Abbildung 4-32: Vergleich der Differenzen der Mittelwerte von Runde 1 und Runde 2: HDO Monitor, Gruppe 1 (n = 36)	133
Abbildung 4-33: Vergleich der Differenzen der Mittelwerte von Runde 1 und Runde 2: HDO Monitor, Gruppe 2 (n = 59)	134
Abbildung 4-34: Vergleich der Differenzen des SYS der zeitgleichen Messwerte: gesamter Untersuchungszeitraum (n = 40).....	135
Abbildung 4-35: Vergleich der Differenzen des SYS der zeitgleichen Messwerte: Durchgang 2 (n = 34)	135
Abbildung 4-36: Vergleich der Differenzen des SYS des Dopplers mit dem MAP des HDO Monitors: gesamter Untersuchungszeitraum (n = 40)	137
Abbildung 4-37: Vergleich der Differenzen des SYS des Doppler-Flussmessers mit dem MAP des HDO Monitors: Durchgang 2 (n = 34)	137
Abbildung 4-38: Streudiagramm zu V 1, n = 36, $y = 31,79 + 0,84x$	141
Abbildung 4-39: Streudiagramm zu V 2, n = 40, $y = 32,74 + 0,84x$	141
Abbildung 4-40: Streudiagramm zu V 3, n = 34, $y = 20,17 + 0,89x$	142
Abbildung 4-41: Streudiagramm zu V 4, n = 40, $y = 19,38 + 0,65x$	142
Abbildung 4-42: Streudiagramm zu V 5, n = 34, $y = 8,79 + 0,71x$	143
Abbildung 4-43: Beziehung zwischen SYS des Doppler-Flussmessers und dem Gewicht der Vögel	145

Abbildung 4-44: Beziehung zwischen SYS des HDO Monitors und dem Gewicht der Vögel.....	145
Abbildung 4-45: Beziehung zwischen MAP des HDO Monitors und dem Gewicht der Vögel.....	146
Abbildung 4-46: Beziehung zwischen DIA des HDO Monitors und dem Gewicht der Vögel.....	146
Abbildung 4-47: Beziehung zwischen Pulsfrequenz des HDO Monitors und dem Gewicht der Vögel	147
Abbildung 12-1: Beispielhafte Darstellung auffälliger Druckkurven des HDO Monitors (ID = Untersuchungsnummer).....	214
Abbildung 12-2: Bestätigung der Loro Parque Fundación.....	236

11. TABELLENVERZEICHNIS

Tabelle 4-1:	Anzahl valider Einzelmessungen* mit dem Doppler-Flussmesser	72
Tabelle 4-2:	Anzahl valider Einzelmessungen* mit dem HDO Monitor	73
Tabelle 4-3:	Einteilung der Doppler-Einzelmessungen entsprechend ihrer Qualität.....	75
Tabelle 4-4:	Konfidenzintervalle der Qualitätskategorien der Doppler- Messungen.....	76
Tabelle 4-5:	Ergebnisse des Anteilstests, Vergleich der Merkmale Qualität und Untersuchungszeitraum der Doppler-Messungen	76
Tabelle 4-6:	Prüfung der Merkmale Qualität und Untersuchungszeitraum der Doppler-Messungen auf Abhängigkeiten mittels Chi-Quadrat-Test.....	77
Tabelle 4-7:	Ergebnisse des Anteilstests, Vergleich der Merkmale Qualität und Körpergewicht der Doppler-Messungen	78
Tabelle 4-8:	Prüfung der Merkmale Qualität und Körpergewicht der Doppler- Messungen auf Abhängigkeiten mittels Chi-Quadrat-Test.....	78
Tabelle 4-9:	Fehler bei den doppler-sonographischen Messungen	79
Tabelle 4-10:	Dokumentierte Auffälligkeiten während der doppler- sonographischen Messungen.....	81
Tabelle 4-11:	Einteilung der HDO-Einzelmessungen entsprechend ihrer Qualität.....	83
Tabelle 4-12:	Konfidenzintervalle der Qualitätskategorien der HDO-Messungen	84
Tabelle 4-13:	Ergebnisse des Anteilstests, Vergleich der Merkmale Qualität und Untersuchungszeitraum der HDO-Messungen.....	84
Tabelle 4-14:	Prüfung auf Abhängigkeiten der Merkmale Qualität und Untersuchungszeitraum der HDO-Messungen mittels Chi-Quadrat- Test.....	84
Tabelle 4-15:	Ergebnisse des Anteilstests, Vergleich der Merkmale Qualität und Körpergewicht der HDO-Messungen.....	85
Tabelle 4-16:	Prüfung auf Abhängigkeiten der Merkmale Qualität und Körpergewicht der HDO-Messungen mittels Chi-Quadrat-Test.....	86
Tabelle 4-17:	Fehler bei den oszillometrischen Messungen.....	87
Tabelle 4-18:	Dokumentierte Auffälligkeiten während der oszillometrischen Messungen.....	89
Tabelle 4-19:	Ergebnisse des Anteilstests, Vergleich der Merkmale Qualität und Messgerät	90
Tabelle 4-20:	Prüfung auf Abhängigkeit der Einzelmessungen von HDO Monitor und Doppler hinsichtlich der Qualität mittels Chi-Quadrat-Test	90

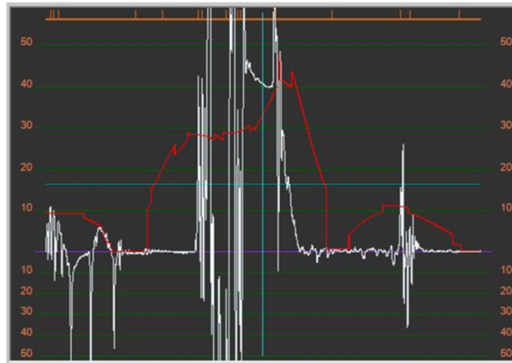
Tabelle 4-21:	Vergleichsmessungen des HDO Monitors zu den ergebnislosen Messungen des Doppler-Flussmessers	92
Tabelle 4-22:	Vergleichsmessungen des Doppler-Flussmessers zu den ergebnislosen Messungen des HDO Monitors	93
Tabelle 4-23:	Übersicht der Tiere mit Arrhythmien und Varianzen des Schlagvolumens; Altersangabe in Monaten	94
Tabelle 4-24:	Beurteilung der Handhabung des Doppler-Flussmessers	96
Tabelle 4-25:	Konfidenzintervalle der Klassen der Doppler-Messungen	96
Tabelle 4-26:	Ergebnisse des Anteilstests, Vergleich der Merkmale Handhabung und Untersuchungszeitraum der Doppler-Messungen	97
Tabelle 4-27:	Prüfung auf Abhängigkeiten der Merkmale Handhabung und Untersuchungszeitraum der Doppler-Messungen mittels Chi- Quadrat-Test	97
Tabelle 4-28:	Ergebnisse des Anteilstests, Vergleich der Merkmale Handhabung und Körpergewicht der Doppler-Messungen	98
Tabelle 4-29:	Prüfung auf Abhängigkeiten der Merkmale Handhabung und Körpergewicht der Doppler-Messungen mittels Chi-Quadrat-Test	98
Tabelle 4-30:	Beurteilung der Handhabung des HDO Monitors	100
Tabelle 4-31:	Konfidenzintervalle der Klassen der HDO-Messungen	100
Tabelle 4-32:	Ergebnisse des Anteilstests, Vergleich der Merkmale Handhabung und Untersuchungszeitraum der HDO-Messungen	100
Tabelle 4-33:	Prüfung auf Abhängigkeiten der Merkmale Handhabung und Untersuchungszeitraum der HDO-Messungen mittels Chi-Quadrat- Test	100
Tabelle 4-34:	Beurteilung der Handhabung der HDO-Messungen mit Klebeband im ersten Durchgang	101
Tabelle 4-35:	Ergebnisse des Anteilstests, Vergleich der Merkmale Handhabung und Körpergewicht der HDO-Messungen	102
Tabelle 4-36:	Prüfung auf Abhängigkeiten der Merkmale Handhabung und Körpergewicht der HDO-Messungen mittels Chi-Quadrat-Test	102
Tabelle 4-37:	Ursachen für die Bewertung der Messungen beider Geräte mit „schwierig“	103
Tabelle 4-38:	Ergebnisse des Anteilstests, Vergleich der Merkmale Handhabung und Messgerät	105
Tabelle 4-39:	Prüfung auf Abhängigkeiten der Merkmale Handhabung und Messgerät mittels Chi-Quadrat-Test	105
Tabelle 4-40:	Dauer der Blutdruckmessungen mit dem Doppler-Flussmesser im gesamten Untersuchungszeitraum	107

Tabelle 4-41:	Dauer der Blutdruckmessungen mit dem Doppler-Flussmesser im ersten Durchgang	108
Tabelle 4-42:	Dauer der Blutdruckmessungen mit dem Doppler-Flussmesser im zweiten Durchgang.....	108
Tabelle 4-43:	Zusammenfassung der Daten zur Ablasszeit beider Durchgänge des Doppler-Flussmessers	110
Tabelle 4-44:	Prüfung auf Differenzen der Merkmale Ablasszeit und Durchgang der Doppler-Messungen mittels Mann-Whitney-U-Test	111
Tabelle 4-45:	Dauer der Blutdruckmessungen mit dem HDO Monitor im gesamten Untersuchungszeitraum.....	112
Tabelle 4-46:	Dauer der Blutdruckmessungen mit dem HDO Monitor im ersten Durchgang	112
Tabelle 4-47:	Dauer der Blutdruckmessungen mit dem HDO Monitor im zweiten Durchgang	113
Tabelle 4-48:	Zusammenfassung der Daten zur Ablasszeit beider Durchgänge des HDO Monitors	115
Tabelle 4-49:	Prüfung auf Differenzen zwischen den Ablasszeiten beider Durchgänge der HDO-Messungen mittels Mann-Whitney-U-Test	115
Tabelle 4-50:	Zusammenfassung der Daten zu den Ablasszeiten beider Messgeräte.....	117
Tabelle 4-51:	Vergleich der Ablasszeiten beider Messgeräte mittels Mann-Whitney-U-Test.....	117
Tabelle 4-52:	Anzahl der in Gruppe 1, 2, bzw. 3 pro Gerät enthaltenen Messreihen	118
Tabelle 4-53:	Zusammenfassende Darstellung der Blutdruckwerte der Unterfamilien	119
Tabelle 4-54:	Intraindividuelle Standardabweichungen der Einzelmessungen der Gruppen 1 und 2, getrennt nach Runden.....	122
Tabelle 4-55:	Intraindividuelle Standardabweichungen der Einzelmessungen der Gruppen 1 und 2, rundenübergreifend	122
Tabelle 4-56:	t-Test für gepaarte Stichproben zum Vergleich der SD beider Geräte innerhalb der Runden und rundenübergreifend	124
Tabelle 4-57:	Ursachen der Variabilität aller Parameter der Gruppe 1, nach Runden getrennt	125
Tabelle 4-58:	Ursachen der Variabilität aller Parameter der Gruppe 1, rundenübergreifend, $n_{wdh} = 6$	125
Tabelle 4-59:	Ursachen der Variabilität aller Parameter der Gruppe 2, nach Runden getrennt	126

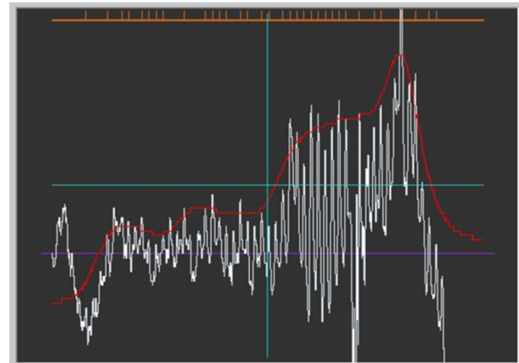
Tabelle 4-60:	Ursachen der Variabilität aller Parameter der Gruppe 2, rundenübergreifend, $n_{\text{Wdh}} = 6$	126
Tabelle 4-61:	Variationskoeffizienten aller Parameter der drei Stichproben	127
Tabelle 4-62:	Ergebnisse des Wilcoxon-Tests, Vergleich der Variationskoeffizienten von Doppler und HDO Monitor	128
Tabelle 4-63:	Ergebnisse des Wilcoxon-Tests, Vergleich der Variationskoeffizienten der Runden 1 und 2 in Gruppe 3: $n_{\text{Wdh}} = 2$...	130
Tabelle 4-64:	Ergebnisse des Wilcoxon-Tests, Vergleich der Variationskoeffizienten der Runden 1 und 2 in Gruppe 1: $n_{\text{Wdh}} = 3$...	130
Tabelle 4-65:	Ergebnisse des Wilcoxon-Tests, Vergleich der Variationskoeffizienten der Runden 1 und 2 in Gruppe 2: $n_{\text{Wdh}} = 3$...	130
Tabelle 4-66:	Ergebnisse des Methodenvergleichs nach Bland-Altman	138
Tabelle 4-67:	Zusammenfassung der Ergebnisse der Regression nach Passing & Bablok	139
Tabelle 4-68:	Ergebnisse des t-Tests für gepaarte Stichproben, Vergleich der Merkmale Geschlecht und Blutdruck	144
Tabelle 4-69:	Ergebnisse der Korrelationsanalyse, Vergleich der Merkmale Körpergewicht und Blutdruck sowie Pulsfrequenz	147
Tabelle 12-1:	Übersicht veröffentlichter Blutdruckwerte von Psittaziden, Angabe der Messwerte als Mittelwert \pm Standardabweichung	216
Tabelle 12-2:	Übersicht der Probanden, gruppiert nach Gattung, $n_{\text{Ges}} =$ Anzahl untersuchter Vögel, $n_i =$ Anzahl der Messreihen mit Ergebnissen, Angabe des Alters in Monaten	221
Tabelle 12-3:	Darstellung der Messwerte aller untersuchten Vögel als Mittelwerwerte (\bar{X}) mit Standardabweichung (SD), geordnet nach Untersuchungsnummer: Angabe des Alters in Monaten, Blutdruck in mmHg, Pulsfrequenz als Schläge pro Minute, D = Doppler, H = HDO, ^{D, T} kennzeichnen Vögel, welche im Rahmen diagnostischer (D) oder therapeutischer (T) Maßnahmen untersucht wurden	227

12. ANHANG

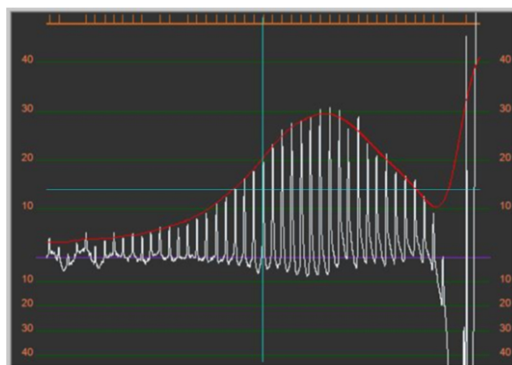
Abbildung 12-1: Beispielhafte Darstellung auffälliger Druckkurven des HDO Monitors (ID = Untersuchungsnummer)



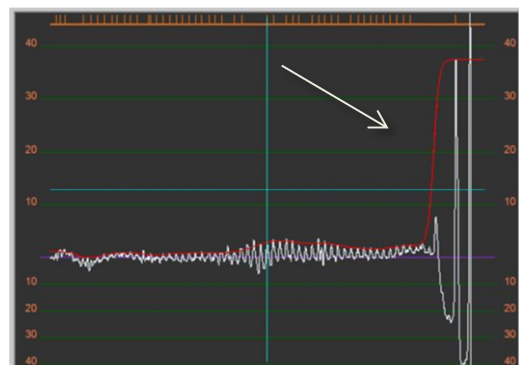
ID 80, Manschette abgeplatzt



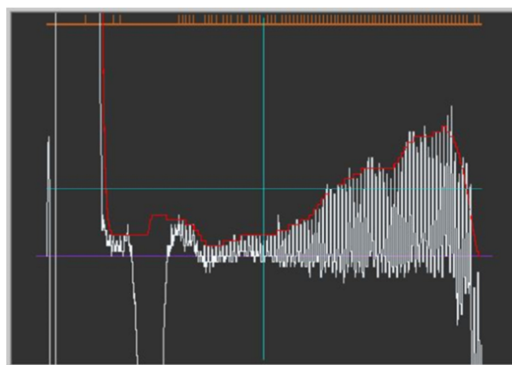
ID 80, Manschette zu locker



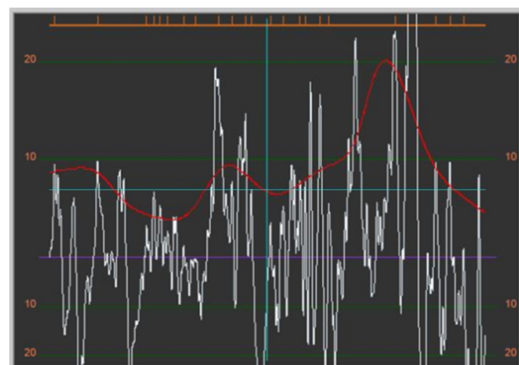
ID 11, Entfaltungsartefakt



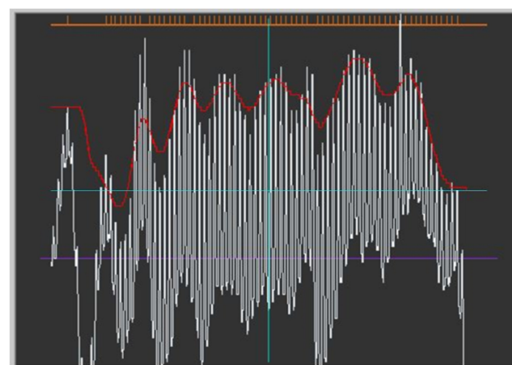
ID 59, Entfaltungsartefakt



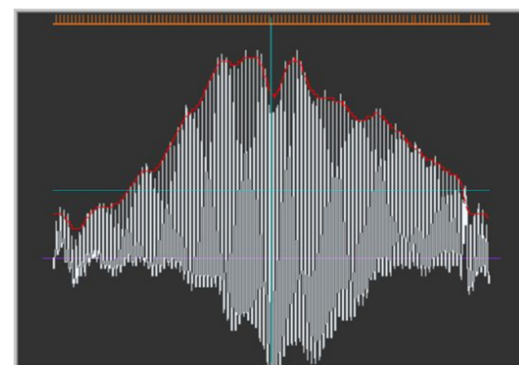
ID 61, Bewegungsartefakt



ID 48, Bewegungsartefakt

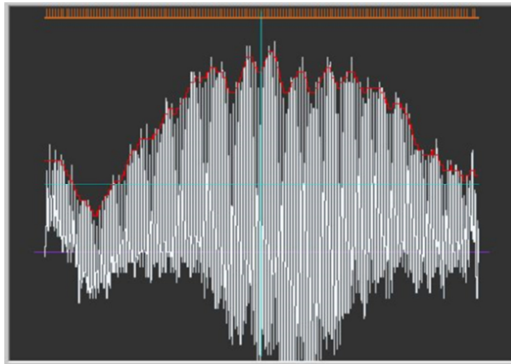


ID 7, Atmungsmuster

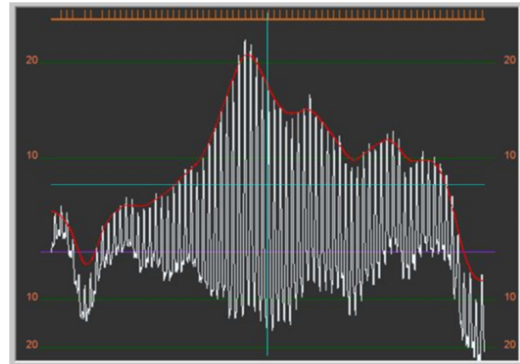


ID 5, Atmungsmuster

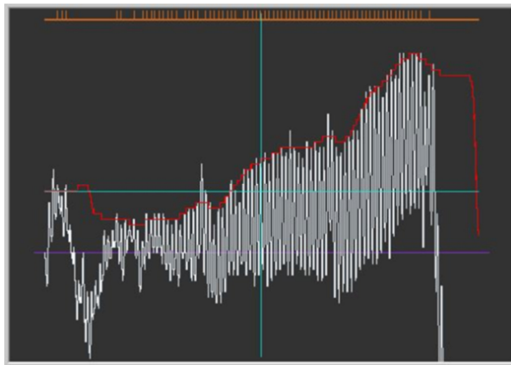
Abbildung 12-1 (fortgesetzt): Beispielhafte Darstellung auffälliger Druckkurven des HDO Monitors



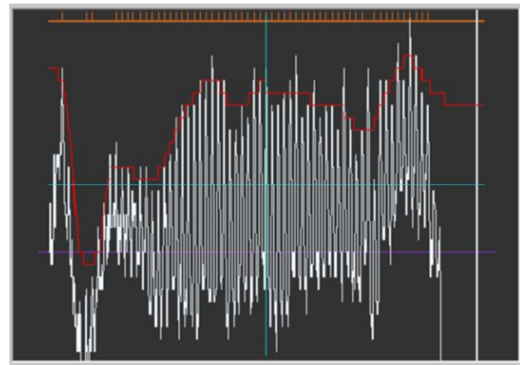
ID 74, Atmungsmuster



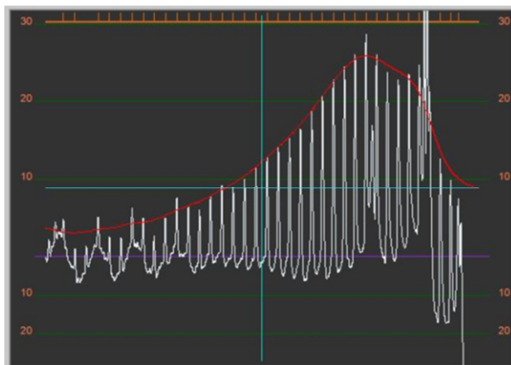
ID 50, Atmungsmuster



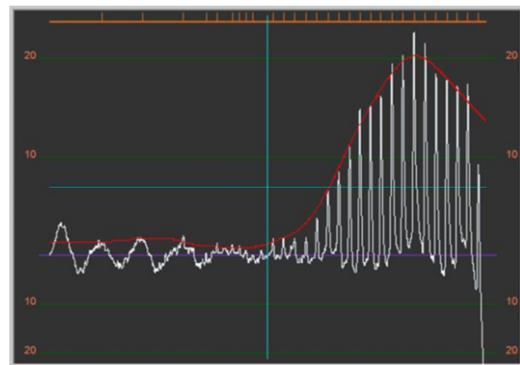
ID 78, Anstieg der Druckkurve zu klein



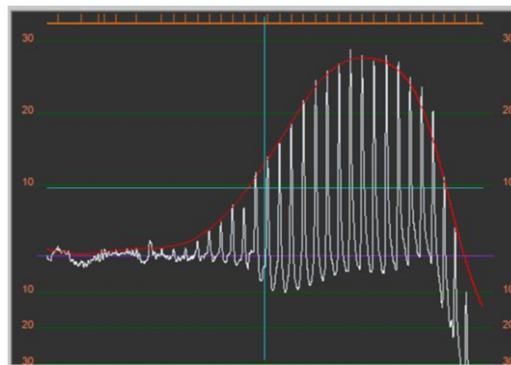
ID 59, Anstieg der Druckkurve zu klein



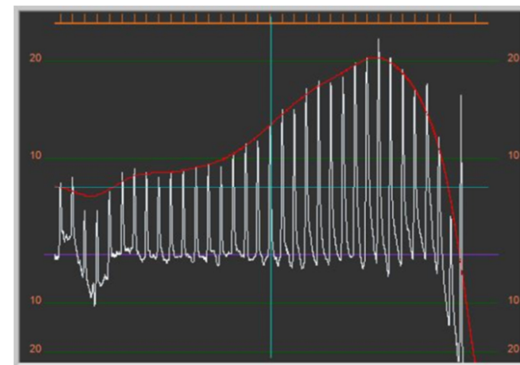
ID 23, präsystemische Amplituden Runde 1



ID 23, präsystemische Amplituden Runde 2



ID 55, deutlicher Anstieg der Kurve in R 1



ID 55, flacherer Anstieg der Kurve in R 2

Tabelle 12-1: Übersicht veröffentlichter Blutdruckwerte von Psittaziden, Angabe der Messwerte als Mittelwert \pm Standardabweichung

Spezies	Methode	Lokalisation	Narkose	SYS	$\Delta \bar{X}$	MAP	DIA	HF	Autor
Psittacinae	D	k. A.	-	90-180	n. b.	k. A.	k. A.	k. A.	LICHTENBERGER & KO (2007), n = k. A.
Amazona spp.									
A. spp.	EKG		-(n = 5) / I (n = 32)	n. b.	n. b.	n. b.	n. b.	340-600	NAP et al. (1992), n = 37; *
A. amazonica	D	S	-	191	113	n. b.	n. b.	n. b.	JOHNSTON et al. (2011)
	D	F	-	196	42	n. b.	n. b.	n. b.	JOHNSTON et al. (2011)
A. amazonica	D	S	-	191	6	n. b.	n. b.	n. b.	JOHNSTON et al. (2011)
	D	F	-	166	40	n. b.	n. b.	n. b.	JOHNSTON et al. (2011)
A. auropalliata	D	S	-	174	34	n. b.	n. b.	n. b.	JOHNSTON et al. (2011)
	D	F	-	208	11	n. b.	n. b.	n. b.	JOHNSTON et al. (2011)
A. autumnalis	D	S	-	194	31	n. b.	n. b.	n. b.	JOHNSTON et al. (2011)
	D	F	-	162	6	n. b.	n. b.	n. b.	JOHNSTON et al. (2011)
A. autumnalis	D	S	-	219	28	n. b.	n. b.	n. b.	JOHNSTON et al. (2011)
	D	F	-	176	40	n. b.	n. b.	n. b.	JOHNSTON et al. (2011)
A. farinosa	D	S	-	254	28	n. b.	n. b.	n. b.	JOHNSTON et al. (2011)
	D	F	-	230	39	n. b.	n. b.	n. b.	JOHNSTON et al. (2011)

Studie von JOHNSTON, DAVIDOWSKI et al. (2011): Ergebnisse als Mittelwerte mit der Differenz der Mittelwerte ($\Delta \bar{X}$) angegeben

*_*_*_*_*_**) Messwerte mehrerer Spezies gemittelt

D Doppler k. A. keine Angaben F/S Flügel / Ständer
 inv direkte BD-Messung n. b. nicht bestimmt

Spezies	Methode	Lokalisation	Narkose	SYS	$\Delta \bar{X}$	MAP	DIA	HF	Autor
A. o. oratrix	D	S	-	228	48	n. b.	n. b.	n. b.	JOHNSTON et al. (2011)
	D	F	-	178	27	n. b.	n. b.	n. b.	JOHNSTON et al. (2011)
A. o. oratrix	D	S	-	159	30	n. b.	n. b.	n. b.	JOHNSTON et al. (2011)
	D	F	-	151	4	n. b.	n. b.	n. b.	JOHNSTON et al. (2011)
A. ventralis	D	S	I	145±28	n. b.	n. b.	n. b.	n. b.	ACIERNO et al. (2008), n = 16
	D	F	I	140±25	n. b.	n. b.	n. b.	n. b.	ACIERNO et al. (2008), n = 17
A. ventralis	inv	S	I	159±28	n. b.	152±28	144±30	n. b.	ACIERNO et al. (2008), n = 18
	inv	F	I	163±18	n. b.	155±18	148±18	n. b.	ACIERNO et al. (2008), n = 19
A. ventralis	inv	S	I	132,9±22,1	n. b.	116,9±20,5	101,9±22,0	k. A.	SCHNELLBACHER et al. (2012), n = 8
A. ventralis	inv	F	I	n. b.	n. b.	122,5±6,7	n. b.	513,3±10,8	PETTIFER et al. (2002), n = 6
Ara spp.									
A. spp.	EKG		I	n. b.	n. b.	n. b.	n. b.	405±75	OGLESBEE et al. (2001), n = 41,**
A. ararauna	D	S	-	197	59	n. b.	n. b.	n. b.	JOHNSTON et al. (2011)
	D	F	-	199	6	n. b.	n. b.	n. b.	JOHNSTON et al. (2011)
A. hyacinthinus	EKG		I	n. b.	n. b.	n. b.	n. b.	283±65	CASARES et al. (2000), n = 13
A. chloroptera	EKG		I	n. b.	n. b.	n. b.	n. b.	280±97	CASARES et al. (2000), n = 11
Ara chloroptera	D	S	-	176	57	n. b.	n. b.	n. b.	JOHNSTON et al. (2011)
	D	F	-	170	12	n. b.	n. b.	n. b.	JOHNSTON et al. (2011)

Spezies	Methode	Lokalisation	Narkose	SYS	$\Delta \bar{X}$	MAP	DIA	HF	Autor
<i>A. glaucogularis</i>	EKG		I	n. b.	n. b.	n. b.	n. b.	269±49	CASARES et al. (2000), n = 15
<i>A. macao</i>	D	S	-	172	16	n. b.	n. b.	n. b.	JOHNSTON et al. (2011)
	D	F	-	205	58	n. b.	n. b.	n. b.	JOHNSTON et al. (2011)
<i>A. rubrogenys</i>	EKG		I	n. b.	n. b.	n. b.	n. b.	389±85	CASARES et al. (2000), n = 12
<i>A. severa</i>	D	S	-	133	11	n. b.	n. b.	n. b.	JOHNSTON et al. (2011)
	D	F	-	133	15	n. b.	n. b.	n. b.	JOHNSTON et al. (2011)
<i>Cacatua</i> spp.									
<i>C. spp.</i>	inv	F	I	k. A.	k. A.	143±4	k. A.	400±16	CURRO et al. (1994), n = 11; ***
<i>C. spp.</i>	EKG		I	n. b.	n. b.	n. b.	n. b.	417±79	OGLESBEE et al. (2001), n = 31; ****
<i>C. alba</i>	D	S	-	172	30	n. b.	n. b.	n. b.	JOHNSTON et al. (2011)
	D	F	-	154	32	n. b.	n. b.	n. b.	JOHNSTON et al. (2011)
<i>C. alba</i>	D	S	-	188	54	n. b.	n. b.	n. b.	JOHNSTON et al. (2011)
	D	F	-	152	7	n. b.	n. b.	n. b.	JOHNSTON et al. (2011)
<i>C. alba</i>	D	S	-	264	63	n. b.	n. b.	n. b.	JOHNSTON et al. (2011)
	D	F	-	247	40	n. b.	n. b.	n. b.	JOHNSTON et al. (2011)
<i>C. g. eleonora</i>	D	S	-	206	38	n. b.	n. b.	n. b.	JOHNSTON et al. (2011)
	D	F	-	223	10	n. b.	n. b.	n. b.	JOHNSTON et al. (2011)

Spezies	Methode	Lokalisation	Narkose	SYS	$\Delta \bar{X}$	MAP	DIA	HF	Autor
C. goffiniana	D	S	-	247	29	n. b.	n. b.	n. b.	JOHNSTON et al. (2011)
	D	F	-	288	22	n. b.	n. b.	n. b.	JOHNSTON et al. (2011)
C. sulphurea	D	S	-	201	3	n. b.	n. b.	n. b.	JOHNSTON et al. (2011)
	D	F	-	199	36	n. b.	n. b.	n. b.	JOHNSTON et al. (2011)
E. roseicapillus	EKG		I	n. b.	n. b.	n. b.	n. b.	426±103	JAENSCH et al. (1999), n = 10
	EKG		H	n. b.	n. b.	n. b.	n. b.	596±69	JAENSCH et al. (1999), n = 10
Ecletus spp.									
E. roratus	D	S	-	163	35	n. b.	n. b.	n. b.	JOHNSTON et al. (2011)
	D	F	-	185	52	n. b.	n. b.	n. b.	JOHNSTON et al. (2011)
E. roratus	D	S	-	195	58	n. b.	n. b.	n. b.	JOHNSTON et al. (2011)
	D	F	-	222	65	n. b.	n. b.	n. b.	JOHNSTON et al. (2011)
E. roratus	D	S	-	209	18	n. b.	n. b.	n. b.	JOHNSTON et al. (2011)
	D	F	-	205	20	n. b.	n. b.	n. b.	JOHNSTON et al. (2011)
Pionus spp.									
P. maximiliani	D	S	-	214	30	n. b.	n. b.	n. b.	JOHNSTON et al. (2011)
	D	F	-	191	50	n. b.	n. b.	n. b.	JOHNSTON et al. (2011)
P. menstruus	D	S	-	148	26	n. b.	n. b.	n. b.	JOHNSTON et al. (2011)
	D	F	-	143	20	n. b.	n. b.	n. b.	JOHNSTON et al. (2011)

Spezies	Methode	Lokalisation	Narkose	SYS	$\Delta \bar{X}$	MAP	DIA	HF	Autor
Psittacus spp.									
P. spp.	EKG		- (n = 14)/ I (n = 31)	n. b.	n. b.	n. b.	n. b.	340-600	NAP et al. (1992), n = 45;*****
P. e. erithacus	D	S	-	159	46	n. b.	n. b.	n. b.	JOHNSTON et al. (2011)
	D	F	-	148	7	n. b.	n. b.	n. b.	JOHNSTON et al. (2011)
P. e. erithacus	D	S	-	149	4	n. b.	n. b.	n. b.	JOHNSTON et al. (2011)
	D	F	-	135	46	n. b.	n. b.	n. b.	JOHNSTON et al. (2011)

Studie von JOHNSTON, DAVIDOWSKI et al. (2011): Ergebnisse als Mittelwerte mit der Differenz der Mittelwerte ($\Delta \bar{X}$) angegeben

D Doppler k. A. keine Angaben F/S Flügel / Ständer
inv direkte BD-Messung n. b. nicht bestimmt

*) NAP, LUMEIJ et al. (1992): A. aestiva, A. amazonica, A. ochrocephala

**) OGLESBEE, HAMLIN et al. (2001): A. ararauna, A. chloroptera, A. militaris, A. macao, A. rubrogenys

***) CURRO, BRUNSON et al. (1994): C. galerita, C. sulphurea, C. s. citrinocristata

****) OGLESBEE, HAMLIN et al. (2001): C. alba, C. galerita, C. goffiniana, C. moluccensis, C. sulphurea

*****) NAP, LUMEIJ et al. (1992): P. e. erithacus, P. e. timneh

Tabelle 12-2: Übersicht der Probanden, gruppiert nach Gattung, n_{Ges} = Anzahl untersuchter Vögel, n_i = Anzahl der Messreihen mit Ergebnissen, Angabe des Alters in Monaten

Gattung: Amazona					\bar{X}	SD	MIN	MAX	n_i
$n_{\text{Ges}} = 13$	♂ = 7	♀ = 6	Doppler	SYS	113,0	18,3	84,0	140,0	12
\bar{X}_{TU}		4,7 cm	HDO	SYS	138,6	15,7	114,8	168,1	12
\bar{X}_{KG}		386,8 g	HDO	MAP	105,8	12,6	84,2	130,6	12
\bar{X}_{Alter}		125,3	HDO	DIA	87,4	11,9	67,0	110,0	12
			HDO	PULS	389,1	113,7	187,7	573,0	12

Gattung: Ara					\bar{X}	SD	MIN	MAX	n_i
$n_{\text{Ges}} = 12$	♂ = 5	♀ = 7	Doppler	SYS	124,7	19,1	93,0	151,5	11
\bar{X}_{TU} 5,2 cm			HDO	SYS	135,3	19,4	101,0	166,6	12
\bar{X}_{KG} 727,0 g			HDO	MAP	99,1	17,8	66,5	127,2	12
\bar{X}_{Alter} 8,1			HDO	DIA	79,1	17,3	47,5	105,4	12
			HDO	PULS	292,4	86,8	155,7	436,1	12

Gattung: Aratinga				\bar{X}	SD	MIN	MAX	n_i	
$n_{\text{Ges}} = 1$	♂ = 1	♀ = 0	Doppler	SYS	134,6	-	134,6	134,6	1
\bar{X}_{TU}		3,8 cm	HDO	SYS	146,7	-	146,7	146,7	1
\bar{X}_{KG}		184,0 g	HDO	MAP	104,2	-	104,2	104,2	1
\bar{X}_{Alter}		53,2	HDO	DIA	80,8	-	80,8	80,8	1
			HDO	PULS	323,9	-	323,9	323,9	1

Gattung: Brotogeris					\bar{X}	SD	MIN	MAX	n_i
$n_{\text{Ges}} = 2$	♂ = 2	♀ = 0	Doppler	SYS	54,8	-	54,8	54,8	1
\bar{X}_{TU} 2,5 cm			HDO	SYS	90,5	-	90,5	90,5	1
\bar{X}_{KG} 58,0 g			HDO	MAP	61,5	-	61,5	61,5	1
\bar{X}_{Alter} 2,6			HDO	DIA	46,5	-	46,5	46,5	1
			HDO	PULS	184,8	-	184,8	184,8	1

Gattung: Cacatua					\bar{X}	SD	MIN	MAX	n_i
$n_{\text{Ges}} = 16$	♂ = 10	♀ = 6	Doppler	SYS	101,8	22,9	73,0	155,7	14
\bar{X}_{TU} 4,4 cm			HDO	SYS	120,3	23,4	65,3	159,8	15
\bar{X}_{KG} 438,0 g			HDO	MAP	91,9	19,3	46,0	123,8	15
\bar{X}_{Alter} 35,9			HDO	DIA	76,3	17,2	35,0	104,0	15
			HDO	PULS	284,7	103,3	139,3	440,0	15

Gattung: Calyptorhynchus				\bar{X}	SD	MIN	MAX	n_i	
$n_{\text{Ges}} = 1$	♂ = 0	♀ = 1	Doppler	SYS	76,4	-	76,4	76,4	1
\bar{X}_{TU} -			HDO	SYS	-	-	0,0	0,0	0
\bar{X}_{KG} 534,0 g			HDO	MAP	-	-	0,0	0,0	0
\bar{X}_{Alter} 183,2			HDO	DIA	-	-	0,0	0,0	0
			HDO	PULS	-	-	0,0	0,0	0

Gattung: Chalcopsitta				\bar{X}	SD	MIN	MAX	n _i	
n _{Ges} = 1	♂ = 1	♀ = 0	Doppler	SYS	-	-	0,0	0,0	0
\bar{X}_{TU}		4,2 cm	HDO	SYS	95,8	-	95,8	95,8	1
\bar{X}_{KG}		182,0 g	HDO	MAP	63,3	-	63,3	63,3	1
\bar{X}_{Alter}		3,8	HDO	DIA	45,7	-	45,7	45,7	1
			HDO	PULS	444,8	-	444,8	444,8	1

Gattung: Charmosyna				\bar{X}	SD	MIN	MAX	n _i	
n _{Ges} = 2	♂ = 1	♀ = 1	Doppler	SYS	76,0	-	76,0	76,0	1
\bar{X}_{TU}		3,0 cm	HDO	SYS	109,9	5,6	105,9	113,9	2
\bar{X}_{KG}		74,0 g	HDO	MAP	71,4	8,8	65,1	77,6	2
\bar{X}_{Alter}		2,3	HDO	DIA	53,3	14,1	43,3	63,3	2
			HDO	PULS	422,9	230,7	259,8	586,0	2

Gattung: Diopsittaca				\bar{X}	SD	MIN	MAX	n_i	
$n_{\text{Ges}} = 1$	♂ = 1	♀ = 0	Doppler	SYS	112,5	-	112,5	112,5	1
\bar{X}_{TU} 3,5 cm			HDO	SYS	125,1	-	125,1	125,1	1
\bar{X}_{KG} 150,0 g			HDO	MAP	89,7	-	89,7	89,7	1
\bar{X}_{Alter} 3,1			HDO	DIA	69,8	-	69,8	69,8	1
			HDO	PULS	387,0	-	387,0	387,0	1

Gattung: Eclectus					\bar{X}	SD	MIN	MAX	n _i
n _{Ges} = 5	♂ = 2	♀ = 3	Doppler	SYS	104,6	11,1	86,0	115,8	5
\bar{X}_{TU} 4,3 cm			HDO	SYS	121,6	9,1	106,8	130,0	5
\bar{X}_{KG} 354,4 g			HDO	MAP	91,8	6,0	83,5	99,5	5
\bar{X}_{Alter} 3,5			HDO	DIA	74,6	5,7	68,7	82,0	5
			HDO	PULS	241,5	70,7	129,2	320,5	5

Gattung: Eolophus				\bar{X}	SD	MIN	MAX	n _i	
n _{Ges} = 1	♂ = 0	♀ = 1	Doppler	SYS	63,5	-	63,5	63,5	1
\bar{X}_{TU} 2,5 cm		HDO	SYS	-	-	0,0	0,0	0	
\bar{X}_{KG} 220,0 g			MAP	-	-	0,0	0,0	0	
\bar{X}_{Alter} 5,6			DIA	-	-	0,0	0,0	0	
			PULS	-	-	0,0	0,0	0	

Gattung: Eunymphicus				\bar{X}	SD	MIN	MAX	n_i	
$n_{\text{Ges}} = 1$	♂ = 0	♀ = 1	Doppler	SYS	67,3	-	67,3	67,3	1
\bar{X}_{TU} -			HDO	SYS	136,5	-	136,5	136,5	1
\bar{X}_{KG} 94,0 g			HDO	MAP	96,0	-	96,0	96,0	1
\bar{X}_{Alter} 3,0			HDO	DIA	76,7	-	76,7	76,7	1
			HDO	PULS	612,7	-	612,7	612,7	1

Gattung: Graydidascalus				\bar{X}	SD	MIN	MAX	n _i	
n _{Ges} = 1	♂ = 1	♀ = 0	Doppler	SYS	-	-	0,0	0,0	0
\bar{X}_{TU}		-	HDO	SYS	112,1	-	112,1	112,1	1
\bar{X}_{KG}		172,0 g	HDO	MAP	67,8	-	67,8	67,8	1
\bar{X}_{Alter}		2,7	HDO	DIA	53,7	-	53,7	53,7	1
			HDO	PULS	198,7	-	198,7	198,7	1

Gattung: Guarouba				\bar{X}	SD	MIN	MAX	n_i
n. = 2	♂ = 2	♀ = 0	Doppler SYS	84,6	7,7	79,2	90,0	2
\bar{X}_{TU} 3,8 cm			HDO SYS	101,5	14,3	91,5	111,6	2
\bar{X}_{KG} 238,0 g			HDO MAP	66,2	8,6	60,1	72,3	2
\bar{X}_{Alter} 3,4			HDO DIA	46,3	6,3	41,8	50,7	2
			HDO PULS	328,7	96,9	260,2	397,3	2

Gattung: Lorius				\bar{X}	SD	MIN	MAX	n_i	
$n_{\text{Ges}} = 1$	♂ = 1	♀ = 0	Doppler	SYS	80,0	-	80,0	80,0	1
\bar{X}_{TU} 3,5 cm			HDO	SYS	106,2	-	106,2	106,2	1
\bar{X}_{KG} 202,0 g			HDO	MAP	74,3	-	74,3	74,3	1
\bar{X}_{Alter} 3,0			HDO	DIA	63,7	-	63,7	63,7	1
			HDO	PULS	205,8	-	205,8	205,8	1

Gattung: Nestor				\bar{X}	SD	MIN	MAX	n_i
$n_{\text{Ges}} = 1$	♂ = 0	♀ = 0	Doppler SYS	86,7	-	86,7	86,7	1
\bar{X}_{TU}	5,5 cm		HDO SYS	109,9	-	109,9	109,9	1
\bar{X}_{KG}	824,0 g		HDO MAP	83,0	-	83,0	83,0	1
\bar{X}_{Alter}	-		HDO DIA	67,5	-	67,5	67,5	1
			HDO PULS	205,4	-	205,4	205,4	1

Gattung: Pionites				\bar{X}	SD	MIN	MAX	n_i
$n_{\text{Ges}} = 1$	♂ = 0	♀ = 1	Doppler SYS	-	-	0,0	0,0	0
\bar{X}_{TU}	3,8 cm		HDO SYS	130,0	-	130,0	130,0	1
\bar{X}_{KG}	134,0 g		HDO MAP	100,0	-	100,0	100,0	1
\bar{X}_{Alter}	4,2		HDO DIA	83,0	-	83,0	83,0	1
			HDO PULS	456,0	-	456,0	456,0	1

Gattung: Pionopsitta				\bar{X}	SD	MIN	MAX	n_i
$n_{\text{Ges}} = 1$	♂ = 1	♀ = 0	Doppler SYS	63,9	-	63,9	63,9	1
\bar{X}_{TU}	2,8 cm		HDO SYS	86,9	-	86,9	86,9	1
\bar{X}_{KG}	96,0 g		HDO MAP	58,3	-	58,3	58,3	1
\bar{X}_{Alter}	4,5		HDO DIA	42,6	-	42,6	42,6	1
			HDO PULS	443,8	-	443,8	443,8	1

Gattung: Pionus				\bar{X}	SD	MIN	MAX	n_i
$n_{\text{Ges}} = 3$	♂ = 1	♀ = 2	Doppler SYS	101,1	18,1	85,0	120,8	3
\bar{X}_{TU}	3,8 cm		HDO SYS	116,0	20,0	97,1	137,0	3
\bar{X}_{KG}	232,7 g		HDO MAP	81,5	14,4	70,0	97,7	3
\bar{X}_{Alter}	3,2		HDO DIA	62,0	12,1	54,3	76,0	3
			HDO PULS	234,2	133,8	145,7	388,1	3

Gattung: Platycercus				\bar{X}	SD	MIN	MAX	n_i
$n_{\text{Ges}} = 1$	♂ = 1	♀ = 0	Doppler SYS	78,7	-	78,7	78,7	1
\bar{X}_{TU}	3,4 cm		HDO SYS	-	-	0,0	0,0	0
\bar{X}_{KG}	172,0 g		HDO MAP	-	-	0,0	0,0	0
\bar{X}_{Alter}	3,8		HDO DIA	-	-	0,0	0,0	0
			HDO PULS	-	-	0,0	0,0	0

Gattung: Primolius				\bar{X}	SD	MIN	MAX	n_i	
$n_{\text{Ges}} = 4$	♂ = 2	♀ = 2	Doppler	SYS	122,9	35,0	102,0	163,3	3
\bar{X}_{TU} 3,6 cm			HDO	SYS	114,7	4,7	110,0	119,4	3
\bar{X}_{KG} 253,5 g			HDO	MAP	73,9	7,7	65,8	81,3	3
\bar{X}_{Alter} 4,1			HDO	DIA	51,7	9,3	41,8	60,3	3
			HDO	PULS	214,8	7,5	207,6	222,6	3

Gattung: Probosciger				\bar{X}	SD	MIN	MAX	n_i	
$n_{\text{Ges}} = 1$	♂ = 1	♀ = 0	Doppler	SYS	100,0	-	100,0	100,0	1
\bar{X}_{TU} 4,0 cm			HDO	SYS	-	-	0,0	0,0	0
\bar{X}_{KG} 736,0 g			HDO	MAP	-	-	0,0	0,0	0
\bar{X}_{Alter} 10,8			HDO	DIA	-	-	0,0	0,0	0
			HDO	PULS	-	-	0,0	0,0	0

Gattung: Psittacula				\bar{X}	SD	MIN	MAX	n_i	
$n_{\text{Ges}} = 1$	♂ = 1	♀ = 0	Doppler	SYS	63,0	-	63,0	63,0	1
\bar{X}_{TU} 2,2 cm			HDO	SYS	101,0	-	101,0	101,0	1
\bar{X}_{KG} 66,0 g			HDO	MAP	70,0	-	70,0	70,0	1
\bar{X}_{Alter} 237,9			HDO	DIA	-	-	0,0	0,0	0
			HDO	PULS	579,0	-	579,0	579,0	1

Gattung: Psittacus				\bar{X}	SD	MIN	MAX	n_i	
$n_{\text{Ges}} = 5$	♂ = 4	♀ = 1	Doppler	SYS	122,3	16,5	110,7	134,0	2
\bar{X}_{TU} 3,6 cm			HDO	SYS	129,0	13,5	114,2	140,6	3
\bar{X}_{KG} 506,0 g			HDO	MAP	97,3	12,9	84,5	110,2	3
\bar{X}_{Alter} 3,8			HDO	DIA	79,4	12,7	67,8	93,0	3
			HDO	PULS	312,3	64,0	272,5	386,2	3

Gattung: Pyrrhura				\bar{X}	SD	MIN	MAX	n_i	
$n_{\text{Ges}} = 2$	♂ = 0	♀ = 2	Doppler	SYS	50,0	-	50,0	50,0	1
\bar{X}_{TU} 1,0 cm			HDO	SYS	94,1	-	94,1	94,1	1
\bar{X}_{KG} 63,0 g			HDO	MAP	65,5	-	65,5	65,5	1
\bar{X}_{Alter} 2,3			HDO	DIA	48,8	-	48,8	48,8	1
			HDO	PULS	368,6	-	368,6	368,6	1

Gattung: Tanygnathus				\bar{X}	SD	MIN	MAX	n _i	
n _{Ges} = 3	♂ = 0	♀ = 3	Doppler	SYS	75,8	19,1	64,7	97,8	3
\bar{X}_{TU} 3,7 cm			HDO	SYS	119,3	8,4	109,7	125,3	3
\bar{X}_{KG} 256,7 g			HDO	MAP	87,4	6,1	81,0	93,0	3
\bar{X}_{Alter} 2,8			HDO	DIA	69,9	6,8	64,5	77,5	3
			HDO	PULS	354,6	82,8	261,5	420,1	3

Gattung: Trichoglossus				\bar{X}	SD	MIN	MAX	n _i	
n _{Ges} = 7	♂ = 5	♀ = 2	Doppler	SYS	94,3	18,2	71,5	118,0	5
\bar{X}_{TU} 3,1 cm			HDO	SYS	126,3	17,4	101,9	145,8	6
\bar{X}_{KG} 110,0 g			HDO	MAP	87,4	13,9	64,7	106,0	6
\bar{X}_{Alter} 29,1			HDO	DIA	65,9	13,3	44,4	85,7	6
			HDO	PULS	350,3	136,0	200,2	531,3	6

Tabelle 12-3: Darstellung der Messwerte aller untersuchten Vögel als Mittelwerte (\bar{x}) mit Standardabweichung (SD), geordnet nach Untersuchungsnummer: Angabe des Alters in Monaten, Blutdruck in mmHg, Pulsfrequenz als Schläge pro Minute, D = Doppler, H = HDO, ^{D, T}) kennzeichnen Vögel, welche im Rahmen diagnostischer (D) oder therapeutischer (T) Maßnahmen untersucht wurden

ID	Spezies	Gewicht [g]	Sex	Alter	SYS D			SYS H			MAP H			DIA H			Puls H			
					\bar{x}	\pm SD	MIN	MAX	\bar{x}	\pm SD	MIN	MAX	\bar{x}	\pm SD	MIN	MAX	\bar{x}	\pm SD	MIN	MAX
1	Cacatua galerita	530	♂	6	100,7	± 4,3	94,0	106,0	112,7	± 4,3	108,0	118,0	88,3	± 3,3	85,0	92,0	73,8	± 3,2	70,0	77,0
2	Cacatua ophthalmica	592	♂	6	121,0	± 4,1	114,0	126,0	132,5	± 11,1	120,0	146,0	105,3	± 12,0	91,0	118,0	89,7	± 12,5	75,0	104,0
3	Cacatua galerita	576	♀	6,4	107,2	± 9,1	100,0	122,0	138,9	± 7,7	131,0	151,0	103,7	± 6,3	91,0	112,0	84,2	± 7,8	65,0	91,0
4	Ara glaucogularis	632	♀	6,5	144,5	± 10,0	132,0	156,0	155,4	± 2,9	152,0	160,0	118,1	± 2,1	115,0	121,0	97,3	± 2,4	94,0	102,0
5	Aratinga wagleri frontata ^D	184	♂	53,2	134,6	± 9,5	124,0	152,0	146,7	± 10,0	131,0	160,0	104,2	± 9,3	90,0	117,0	80,8	± 8,9	68,0	93,0
6	Psittacula roseata ^T	66	♂	237,9	63,0	± 17,6	50,0	98,0	101,0	-	101,0	101,0	70,0	-	70,0	70,0	-	-	-	579,0
7	Trichoglossus haematodus ^D	102	♀	77,2	71,5	± 9,7	56,0	86,0	145,8	± 9,1	132,0	158,0	94,6	± 8,8	82,0	107,0	66,4	± 11,2	51,0	86,0
8	Trichoglossus haematodus	100	♂	3,3	97,3	± 30,4	62,0	128,0	142,7	± 4,7	139,0	148,0	106,0	± 1,0	105,0	107,0	85,7	± 3,5	82,0	89,0
9	Trichoglossus haematodus	110	♂	3,6	118,0	± 10,0	98,0	124,0	134,5	± 19,8	107,0	156,0	91,4	± 8,9	80,0	102,0	68,0	± 4,2	64,0	75,0
10	Diopsittacus nobilis	150	♂	3,1	112,5	± 4,2	108,0	120,0	125,1	± 24,2	97,0	150,0	89,7	± 18,5	68,0	108,0	69,8	± 16,0	51,0	87,0
11	Pionus seniloides	236	♂	2,9	97,7	± 2,6	95,0	102,0	97,1	± 4,9	92,0	105,0	70,0	± 4,2	64,0	77,0	54,3	± 4,4	47,0	61,0
																	168,7	± 6,1	161,0	180,0

ID	Spezies	Gewicht [g]	Sex	Alter	SYS D			SYS H			MAP H			DIA H			Puls H			
					\bar{x}	\pm SD	MIN	MAX	\bar{x}	\pm SD	MIN	MAX	\bar{x}	\pm SD	MIN	MAX	\bar{x}	\pm SD	MIN	MAX
12	Pionus seniloides	242	♀	3	120,8	± 12,2	106,0	134,0	137,0	± 8,4	125,0	148,0	97,7	± 9,2	85,0	107,0	145,7	± 6,6	136,0	155,0
13	Tanygnathus sumatranus	270	♀	2,6	65,0	± 7,3	56,0	75,0	109,7	± 7,5	98,0	119,0	81,0	± 8,2	70,0	91,0	420,1	± 38,7	374,0	467,0
14	Eclectus roratus	300	♀	juv	115,8	± 3,8	111,0	122,0	127,7	± 7,0	121,0	140,0	92,7	± 2,4	90,0	97,0	266,7	± 28,7	232,0	316,0
15	Tanygnathus sumatranus	272	♀	2,6	97,8	± 6,3	86,0	103,0	122,9	± 5,3	114,0	131,0	93,0	± 5,1	87,0	101,0	382,2	± 29,0	344,0	411,0
16	Cacatua galerita	640	♀	6,5	155,7	± 6,5	146,0	163,0	159,8	± 9,6	150,0	174,0	123,8	± 6,2	116,0	131,0	250,0	± 4,8	243,0	256,0
17	Ara glaucogularis	678	♂	6,6	128,3	± 13,9	102,0	142,0	131,8	± 1,6	129,0	134,0	97,4	± 1,9	95,0	101,0	275,6	± 52,4	222,0	361,0
18	Brotogeris c. gustavi	56	♂	2,6	54,8	± 8,6	42,0	63,0	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
19	Brotogeris c. gustavi	60	♂	2,5	-	-	-	-	90,5	± 18,8	65,0	112,0	61,5	± 16,7	40,0	83,0	184,8	± 46,1	136,0	277,0
20	Primolius couloni	250	♀	4,1	103,5	± 11,2	89,0	116,0	110,0	± 5,9	101,0	119,0	65,8	± 7,3	59,0	78,0	214,0	± 14,4	198,0	240,0
21	Ara severa	348	♂	4,7	93,0	± 9,5	82,0	104,0	112,0	± 5,5	101,0	116,0	83,8	± 4,8	76,0	91,0	404,5	± 33,4	339,0	429,0
22	Cacatua s. citrinocristata	286	♀	6	80,2	± 4,5	76,0	88,0	88,4	± 14,3	72,0	109,0	61,3	± 10,5	50,0	74,0	193,6	± 16,2	160,0	217,0

ID	Spezies	Gewicht [g]	Sex	Alter	SYS D				SYS H				MAP H				DIA H				Puls H			
					\bar{x}	\pm SD	MIN	MAX	\bar{x}	\pm SD	MIN	MAX	\bar{x}	\pm SD	MIN	MAX	\bar{x}	\pm SD	MIN	MAX	\bar{x}	\pm SD	MIN	MAX
23	Guaruba guarouba	234	♂	3,4	90,0	\pm 10,4	80,0	108,0	91,5	\pm 16,1	70,0	115,0	60,1	\pm 10,8	50,0	82,0	41,8	\pm 9,8	36,0	64,0	260,2	\pm 60,2	204,0	350,0
24	Guaruba guarouba	242	♂	3,4	79,2	\pm 8,4	66,0	88,0	111,6	\pm 16,6	86,0	134,0	72,3	\pm 12,9	55,0	88,0	50,7	\pm 11,4	37,0	63,0	397,3	\pm 59,8	324,0	487,0
25	Eclectus roratus	392	♂	4	106,5	\pm 3,3	102,0	112,0	120,7	\pm 3,4	116,0	126,0	94,2	\pm 3,2	91,0	100,0	78,9	\pm 3,4	75,0	85,0	261,5	\pm 40,9	214,0	317,0
26	Cacatua duorpsii	330	♂	4	126,7	\pm 2,4	124,0	130,0	133,5	\pm 10,7	119,0	145,0	102,6	\pm 7,0	95,0	110,0	85,2	\pm 5,6	79,0	91,0	306,5	\pm 10,4	293,0	320,0
27	Psittacus erithacus	518	♂	3,9	134,0	\pm 8,8	124,0	148,0	132,3	\pm 4,0	126,0	137,0	97,2	\pm 4,3	91,0	103,0	77,3	\pm 7,2	66,0	87,0	272,5	\pm 60,5	178,0	338,0
28	Psittacus erithacus	566	♂	3,8	110,7	\pm 13,8	90,0	124,0	114,2	\pm 6,1	104,0	120,0	84,5	\pm 2,3	81,0	87,0	67,8	\pm 1,7	66,0	70,0	278,3	\pm 42,0	197,0	319,0
29	Amazona amazonica ^D	356	♀	261,3	129,7	\pm 3,7	126,0	134,0	148,9	\pm 4,1	144,0	155,0	117,8	\pm 4,2	112,0	125,0	100,5	\pm 4,9	93,0	108,0	573,0	\pm 14,2	554,0	601,0
30	Amazona o. oratrix ^D	474	♀	309,5	114,0	\pm 8,7	104,0	126,0	130,8	\pm 6,6	122,0	138,0	102,0	\pm 5,9	95,0	109,0	85,8	\pm 5,7	79,0	93,0	301,3	\pm 15,2	281,0	323,0
31	Amazona barbadensis ^D	250	♀	-	140,0	\pm 6,9	134,0	152,0	145,5	\pm 14,5	122,0	162,0	109,0	\pm 7,1	97,0	116,0	88,7	\pm 3,4	83,0	93,0	456,8	\pm 8,1	441,0	462,0
32	Amazona f. guatemalae ^D	682	♀	325	93,8	\pm 24,5	68,0	124,0	116,0	\pm 16,7	86,0	138,0	92,8	\pm 12,6	71,0	108,0	78,8	\pm 10,7	61,0	91,0	375,9	\pm 190,5	137,0	564,0
33	Amazona f. guatemalae ^D	678	♂	258,3	137,7	\pm 13,5	122,0	156,0	146,7	\pm 7,1	137,0	154,0	107,1	\pm 5,1	101,0	116,0	85,4	\pm 5,1	81,0	96,0	187,7	\pm 21,8	162,0	234,0

ID	Spezies	Gewicht [g]	Sex	Alter	SYS D			SYS H			MAP H			DIA H			Puls H			
					\bar{x}	\pm SD	MIN	MAX	\bar{x}	\pm SD	MIN	MAX	\bar{x}	\pm SD	MIN	MAX	\bar{x}	\pm SD	MIN	MAX
34	Amazona rhodocorytha ^D	498	♂	198,3	108,8 ± 11,1	96,0	122,0	121,3 ± 11,6	108,0	134,0	96,3 ± 9,5	86,0	107,0	81,6 ± 8,4	72,0	91,0	393,5 ± 31,6	362,0	443,0	
35	Ara rubrogenys	428	♀	5,9	120,2 ± 5,8	112,0	126,0	133,4 ± 6,4	125,0	142,0	97,8 ± 6,1	88,0	106,0	78,1 ± 6,3	68,0	86,0	301,8 ± 16,5	271,0	319,0	
36	Ara rubrogenys	422	♂	4,7	121,3 ± 2,2	120,0	124,0	118,3 ± 10,4	107,0	135,0	80,3 ± 5,8	74,0	87,0	59,5 ± 4,7	55,0	67,0	203,3 ± 18,5	172,0	222,0	
37	Ara militaris	708	♀	6,4	122,7 ± 10,9	114,0	144,0	134,6 ± 12,1	124,0	151,0	94,1 ± 10,0	86,0	112,0	71,8 ± 9,5	65,0	90,0	436,1 ± 9,4	422,0	448,0	
38	Ara chloroptera	1034	♀	6,9	96,3 ± 6,0	90,0	106,0	101,0 ± 6,8	95,0	115,0	66,5 ± 5,7	58,0	77,0	47,5 ± 5,6	37,0	56,0	155,7 ± 16,2	143,0	190,0	
39	Ara chloroptera	964	♂	6,9	149,3 ± 8,5	138,0	162,0	160,4 ± 5,3	155,0	170,0	119,4 ± 4,3	117,0	129,0	96,8 ± 4,1	94,0	106,0	291,3 ± 61,4	220,0	392,0	
40	Cacatua moluccensis ^T	884	♂	89,4	101,8 ± 9,0	88,0	110,0	113,3 ± 13,3	93,0	133,0	89,3 ± 10,5	75,0	102,0	75,4 ± 9,3	64,0	86,0	410,5 ± 15,0	388,0	428,0	
41	Trichoglossus ornatus	90	♂	2,9	-	-	-	117,2 ± 5,9	109,0	124,0	81,5 ± 6,8	74,0	89,0	61,5 ± 9,6	47,0	72,0	257,2 ± 26,0	233,0	304,0	
42	Lorius h. devittatus	202	♂	3	80,0 ± 0,0	80,0	80,0	106,2 ± 5,6	99,0	111,0	74,3 ± 11,0	60,0	84,0	63,7 ± 4,7	59,0	69,0	205,8 ± 8,9	198,0	219,0	
43	Ara macao ^T	826	♀	14,5	151,5 ± 6,4	142,0	160,0	166,6 ± 8,8	152,0	176,0	127,2 ± 7,5	116,0	136,0	105,4 ± 6,9	96,0	114,0	356,7 ± 43,3	255,0	398,0	
44	Ara macao ^T	784	♀	14,7	128,2 ± 0,4	128,0	129,0	138,7 ± 6,5	131,0	146,0	100,2 ± 4,0	95,0	105,0	79,0 ± 2,8	75,0	83,0	235,7 ± 8,4	222,0	244,0	

ID	Spezies	Gewicht [g]	Sex	Alter	SYS D			SYS H			MAP H			DIA H			Puls H			
					\bar{x}	\pm SD	MIN	MAX	\bar{x}	\pm SD	MIN	MAX	\bar{x}	\pm SD	MIN	MAX	\bar{x}	\pm SD	MIN	MAX
45	Ara macao ^T	890	♂	12,2	116,0 \pm 6,4	110,0	128,0	129,5 \pm 6,0	122,0	138,0	91,5 \pm 5,2	85,0	99,0	70,7 \pm 4,8	64,0	77,0	234,3 \pm 11,8	221,0	252,0	
46	Primolius couloni	254	♂	3,7	-	-	-	119,4 \pm 7,7	109,0	129,0	81,3 \pm 5,5	75,0	90,0	60,3 \pm 6,2	49,0	69,0	207,6 \pm 7,7	197,0	218,0	
47	Primolius couloni	252	♀	3,6	163,3 \pm 6,7	159,0	171,0	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	
48	Cacatua leadbeateri	314	♂	3,7	102,0 \pm 4,0	98,0	106,0	107,6 \pm 15,8	89,0	129,0	77,5 \pm 19,1	54,0	100,0	74,3 \pm 5,8	67,0	83,0	233,0 \pm 32,8	176,0	284,0	
49	Amazona pretrei	262	♂	3,4	119,3 \pm 6,7	108,0	128,0	151,5 \pm 11,6	139,0	169,0	117,1 \pm 10,4	106,0	132,0	97,9 \pm 9,5	87,0	111,0	294,0 \pm 24,3	250,0	325,0	
50	Ara ararauna ^D	1010	♀	6,7	-	-	-	141,5 \pm 4,1	136,0	146,0	113,3 \pm 3,0	109,0	117,0	97,3 \pm 2,9	93,0	101,0	382,8 \pm 11,7	373,0	406,0	
51	Amazona pretrei	254	♀	3,5	86,3 \pm 15,8	70,0	102,0	114,8 \pm 4,8	111,0	123,0	84,2 \pm 2,3	82,0	88,0	67,0 \pm 1,2	66,0	69,0	271,2 \pm 7,8	259,0	279,0	
52	Eunymphicus cornutus	94	♀	3	67,3 \pm 17,0	48,0	80,0	136,5 \pm 13,5	125,0	159,0	96,0 \pm 12,9	86,0	115,0	76,7 \pm 14,8	60,0	91,0	612,7 \pm 21,5	578,0	637,0	
53	Platycercus adscitus palliceps	172	♂	3,8	78,7 \pm 11,4	60,0	90,0	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	
54	Amazona viridigenalis	292	♀	3,9	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	
55	Graydidascalus brachyurus	172	♂	2,7	-	-	-	112,1 \pm 7,5	95,0	120,0	67,8 \pm 9,1	56,0	84,0	53,7 \pm 6,0	47,0	66,0	198,7 \pm 12,1	185,0	222,0	

ID	Spezies	Gewicht [g]	Sex	Alter	SYS D			SYS H			MAP H			DIA H			Puls H							
					\bar{x}	\pm SD	MIN	MAX	\bar{x}	\pm SD	MIN	MAX	\bar{x}	\pm SD	MIN	MAX	\bar{x}	\pm SD	MIN	MAX				
67	Eolophus roseicapilla ^T	220	♀	5,6	63,5	\pm 13,6	52,0	78,0	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-				
68	Psittacus erithacus	500	♂	4	-	-	-	-	140,6	\pm 5,7	136,0	150,0	110,2	\pm 6,2	106,0	121,0	93,0	\pm 6,5	87,0	104,0	386,2	\pm 23,0	366,0	420,0
69	Psittacus erithacus	444	♀	3,8	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	
70	Psittacus erithacus	502	♂	3,7	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	
71	Eclectus roratus	364	♀	2,7	107,3	\pm 3,5	104,0	114,0	106,8	\pm 1,6	105,0	110,0	83,5	\pm 1,3	81,0	85,0	70,1	\pm 2,0	67,0	73,0	129,2	\pm 7,0	122,0	146,0
72	Eclectus roratus	382	♀	4,3	86,0	\pm 19,4	54,0	102,0	122,8	\pm 16,9	113,0	153,0	89,0	\pm 6,2	78,0	98,0	68,7	\pm 10,7	53,0	79,0	320,5	\pm 42,6	264,0	377,0
73	Eclectus roratus	334	♂	3,1	107,3	\pm 3,5	104,0	114,0	130,0	\pm 5,0	123,0	134,0	99,5	\pm 4,9	94,0	105,0	82,0	\pm 5,0	77,0	88,0	229,7	\pm 3,8	227,0	234,0
74	Amazona amazonica	356	♂	4,7	120,7	\pm 10,8	110,0	134,0	139,9	\pm 10,7	128,0	150,0	96,3	\pm 2,3	93,0	100,0	72,8	\pm 3,5	70,0	79,0	451,7	\pm 12,3	435,0	469,0
75	Amazona barbadensis	270	♂	4	109,2	\pm 9,8	100,0	128,0	140,4	\pm 10,5	125,0	159,0	109,0	\pm 10,3	95,0	128,0	89,5	\pm 7,1	78,0	99,0	352,7	\pm 22,4	321,0	378,0
76	Chalcopsitta duivenbodei	182	♂	3,8	-	-	-	-	95,8	\pm 18,5	78,0	117,0	63,3	\pm 8,5	55,0	75,0	45,7	\pm 4,6	42,0	54,0	444,8	\pm 13,1	432,0	456,0
77	Charmosyna papou	70	♀	2,6	-	-	-	-	113,9	\pm 11,4	102,0	129,0	65,1	\pm 8,8	55,0	81,0	43,3	\pm 5,5	36,0	55,0	259,8	\pm 20,3	233,0	280,0

ID	Spezies	Gewicht [g]	Sex	Alter	SYS D			SYS H			MAP H			DIA H			Puls H							
					\bar{X}	\pm SD	MIN	MAX	\bar{X}	\pm SD	MIN	MAX	\bar{X}	\pm SD	MIN	MAX	\bar{X}	\pm SD	MIN	MAX				
78	Charmosyna papou	78	♂	2	76,0	\pm 5,4	66,0	82,0	105,9	\pm 7,6	95,0	117,0	77,6	\pm 7,7	69,0	88,0	63,3	\pm 8,1	54,0	74,0	586,0	\pm 40,8	496,0	614,0
79	Cacatua ducorpsii	254	♀	5,1	91,0	\pm 5,3	86,0	98,0	140,0	\pm 2,5	137,0	144,0	97,8	\pm 10,1	88,0	114,0	69,2	\pm 6,5	60,0	78,0	404,3	\pm 23,6	372,0	425,0
80	Cacatua ducorpsii	310	♂	4,4	82,7	\pm 13,5	72,0	104,0	105,8	\pm 4,3	99,0	110,0	85,2	\pm 2,3	81,0	88,0	72,8	\pm 1,9	70,0	75,0	367,2	\pm 12,8	353,0	385,0
81	Trichoglossus haematodus	120	♂	3,6	103,0	\pm 12,7	94,0	112,0	115,5	\pm 13,3	87,0	132,0	85,9	\pm 11,7	66,0	102,0	69,2	\pm 12,5	44,0	85,0	238,4	\pm 65,2	188,0	368,0
82	Cacatua sanguinea	258	♀	4,3	119,0	\pm 26,1	74,0	134,0	139,6	\pm 3,5	134,0	144,0	109,2	\pm 3,2	105,0	116,0	91,8	\pm 3,9	87,0	100,0	281,2	\pm 22,7	250,0	314,0
83	Cacatua ducorpsii	320	♂	4,3	79,0	\pm 23,4	65,0	106,0	119,3	\pm 5,6	110,0	128,0	95,7	\pm 3,9	89,0	101,0	81,5	\pm 3,4	76,0	85,0	440,0	\pm 12,5	423,0	458,0
84	Cacatua sanguinea	250	♂	4,2	85,0	\pm 15,6	74,0	96,0	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
85	Cacatua leadbeateri	394	♂	186,6	-	-	-	-	116,1	\pm 18,1	94,0	141,0	90,4	\pm 14,9	72,0	112,0	75,6	\pm 13,6	59,0	96,0	212,3	\pm 16,1	198,0	245,0
86	Trichoglossus haematodus ^D	164	♀	81,2	81,7	\pm 10,1	70,0	96,0	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
87	Primolius couloni	258	♂	5,1	102,0	\pm 2,5	98,0	104,0	114,8	\pm 3,2	110,0	118,0	74,8	\pm 3,2	70,0	78,0	52,9	\pm 3,6	48,0	57,0	222,6	\pm 32,5	198,0	293,0
88	Pionites melanocephala	134	♀	4,2	-	-	-	-	130,0	-	130,0	130,0	100,0	-	100,0	100,0	83,0	-	83,0	83,0	456,0	-	456,0	456,0

ID	Spezies	Gewicht [g]	Sex	Alter	SYS D			SYS H			MAP H			DIA H			Puls H							
					\bar{X}	\pm SD	MIN	MAX	\bar{X}	\pm SD	MIN	MAX	\bar{X}	\pm SD	MIN	MAX	\bar{X}	\pm SD	MIN	MAX				
89	Pionopsitta pileata	96	♂	4,5	63,9 \pm 11,0		48,0	78,0	86,9 \pm 5,8		79,0	93,0	58,3 \pm 1,6		57,0	61,0	42,6 \pm 5,2		37,0	50,0	443,8 \pm 131,3		330,0	558,0
90	Trichoglossus D euteles	84	♂	32	-	-	-	-	101,9 \pm 7,6		88,0	112,0	64,7 \pm 6,1		55,0	71,0	44,4 \pm 6,0		36,0	53,0	200,2 \pm 6,0		191,0	208,0



Loro Parque Fundación

Avenida Loro Parque, s/n
38400 Puerto de la Cruz
Tenerife, España - Spain
Tfno.: +34 922 37 38 41
Fax: +34 922 37 31 10

www.loroparque-fundacion.org / email: lpf@loroparque-fundacion.org

16th January 2012

To whom it may concern

Stefanie Schauer studied for her inaugural dissertation of the veterinary doctorate at the Centre for Clinical Veterinary Medicine, Faculty of Veterinary Medicine, Ludwig-Maximilians-University of Munich. The dissertation is entitled 'Clinical evaluation of two non-invasive methods for blood pressure measurement in parrots' (Klinische Evaluierung zweier nicht invasiver Methoden für die Blutdruckmessung bei Papageien). Between September and December of 2011, she conducted part of the practical work necessary for her studies in the facilities of the Loro Parque Fundación in Tenerife, Spain, using the Foundation's living parrots as a resource for her benign research.

I certify that the research she undertook was not subject to approval by the Spanish government nor any authority in Spain.

Dr. David Waugh
Director, Loro Parque Fundación



Banca March
Cuenta: 0061 0168 81 005034011-8
IBAN: ES40 0061 0168 8100 5034 0118
BIC: BMARES2M

Banco Santander
Cuenta: 0049 0290 37 2113529526
IBAN: ES46 0049 0290 3721 1352 9526
BIC: BSCHESMM

BBVA
Cuenta: 0182 5310 61 001635615-8
IBAN: ES85 0182 5310 6100 1635 6158
BIC: BBVAESMM



Registered with the Ministry of Education and Science, Madrid, as legal charity No. 264, by ministerial decree of 6/10/2005
Inscrita en el Registro de Fundaciones del Ministerio de Educación y Ciencia, Madrid, con el N° 264, por orden ministerial de 06-10-2005

Abbildung 12-2: Bestätigung der Loro Parque Fundación

13. DANKSAGUNG

Zunächst möchte ich Herrn Prof. Dr. Korbel ganz herzlich für die Überlassung dieses spannenden Themas, die Bereitstellung des HDO Monitors und seine wertvollen Anmerkungen während der Durchsicht und Korrektur der schriftlichen Ausarbeitung danken.

Herrn Kiessling danke ich besonders für die Gastfreundlichkeit und das in mich gesetzte Vertrauen bei der großzügigen Bereitstellung der Papageien der Loro Parque Fundación sowie die Erlaubnis, die Einrichtungen der Tierklinik und den Doppler-Flussmesser im Rahmen meiner Dissertation nutzen zu dürfen.

Ohne die großartige Unterstützung durch die Tierärzte des Loro Parque (Kirstin Oberhäuser, Petra Schnitzer, Nuhacet Fernández und Marcellus Bürkle sowie Lorenzo Crosta) während der Messungen wäre diese Arbeit nicht möglich gewesen. Vielen Dank für die gute Zusammenarbeit.

Der Firma S+B medVET GmbH Babenhausen bin ich sehr dankbar für die kompetente Einarbeitung in die Messtechnik des HDO Monitors und den schnellen Austausch des defekten Gerätes. Frau Dr. Beate Egner gebührt ein großes Dankeschön für ihr Engagement, die nette Beratung und beständige Unterstützung.

Meiner Co-Betreuerin Frau Dr. Heike Hufen möchte ich für die Gespräche während der Planungsphase der Arbeit, ihre konstruktive Kritik und die sorgfältige Korrektur des Manuskripts herzlichst danken.

Herrn PD Dr. Sven Reese bin ich besonders dankbar für die ausführliche, kompetente und geduldige Beratung in statistischen Fragen.

Bedanken möchte ich mich ebenfalls bei Giuseppe Casaliccio, Elly Mittermeier, Jana Neumann, Natalie Grimm und Hannah Otterbach des statistischen Beratungslabors des Instituts für Statistik der Ludwig-Maximilians-Universität München für die Bearbeitung eines Teilbereichs der statistischen Analysen.

Schließlich danke ich Dr. Annette von Gleichenstein, Dr. Carmen Arndt und Dr. Christian Städele dafür, dass sie mir die Fertigstellung der Arbeit durch eine flexible Gestaltung des Dienstplans erleichtert haben.

Nicht zuletzt danke ich meiner Familie und meinen Freunden von Herzen für ihre Geduld, Motivation und liebevolle Unterstützung während der gesamten Schaffensphase.